©Akademie d. Wissenschaften Wien; download unter www.biologiezentrum.at

Zur Resistenz der Desmidialen

Einfluß cytologischer und soziologisch-ökologischer Faktoren auf die Wirkung Ca-entziehender Reagenzien

Von R. G. Herrmann

Mit 3 Tabellen, 4 Abbildungen und 5 Tafeln

(vorgelegt in der Sitzung am 24. Oktober 1968 durch das w. M. Biebl)

(Aus dem Pflanzenphysiologischen Institut der Universität Wien und dem Max-Planck-Institut für Pflanzengenetik 6802 Ladenburg/Rosenhof)

1. Einleitung

Vergleichende chemische Resistenzversuche können wertvolle Beiträge zur Kennzeichnung verschiedener pflanzlicher Plasmen bzw. verschiedener Plasmazustände liefern. Ausbildung und Funktion der Plasmalemmen spielen dabei eine wesentliche Rolle für das Ausmaß der Resistenz.

Biebl (1947a, b, 1949) unterscheidet zwischen „ökologischen" und „nicht umweltbezogenen konstitutionellen Resistenzen" Unter den ersten versteht er die Widerstandsfähigkeit gegen extreme Standortfaktoren, unter den zweiten die Widerstandsfähigkeit gegen Einflüsse, die in der Natur nie oder nur in so geringer Stärke auf die Pflanze einwirken, daß von einer spezifischen Anpassung an höhere Konzentrationen derselben nicht die Rede sein kann. Diese beiden Begriffe sind allerdings nicht streng zu trennen. So ist die Resistenz gegen Zink oder Kupfer für Pflanzen auf Zink- oder Kupferböden eine ökologische, für Pflanzen auf Normalböden eine nicht umweltbezogene Resistenz. In diesem Sinn ist z. B. die auffallend hohe Schwermetallsalzresistenz der Desmidiaceen gegen Zn, Mn, V und Cr (nicht gegen Cu!) eine typische, ihr Plasma charakterisierende nicht umweltbezogene konstitutionelle Resistenz (Url 1955).

©Akademie d. Wissenschaften Wien; download unter www.biologiezentrum.at

Die Bedeutung des Ca-Ions für den Zusammenhalt der äußeren Plasmagrenzschicht und den Restitutionsvorgang nach ihrer Verletzung wurde frühzeitig von verschiedenen Autoren erkannt (Literaturzusammenstellung siehe Herrmann 1966). Während bei der überwiegenden Mehrzahl der bisher untersuchten Pflanzen (eigene unveröffentlichte Daten) nach Ca-Entzug die äußere Plasmagrenzschicht labil und daher leicht zerstörbar wird, üben im Gegensatz dazu bei Desmidialen Ca-entziehende Agentien (K-Oxalat, Äthylendiamintetraessigsäure [EDTA]) — selbst in höheren Konzentrationen — im Kurzzeitversuch keinen nennenswerten Einfluß auf den Vorgang der Restitution von Plasmalemmen aus. Diese Befunde führten zur Aufstellung zweier, auch molekulartheoretisch möglicher Grenzschichtenmodelle (Herrmann 1966). Für die genauere Beurteilung der Ergebnisse war damals die Kenntnis des Resistenzverhaltens (Langzeitversuch) von Desmidialen gegen die genannten Stoffe erforderlich. Da sich die einzelnen Arten und Gattungen der Zieralgen darin stark unterscheiden, ohne daß Ca überhaupt — bzw. wenigstens seine Entfernung aus der äußersten Grenzschicht — eine Rolle spielt, so bestand das Ziel dieser Arbeit darin, Ursachen für die beobachteten Differenzen zu suchen.

2. Soziologischer und ökologischer Aspekt des Materials

Eine zuverlässige Einteilung der Mooralgenpopulationen müßte die Gesamtheit ökologischer Faktoren berücksichtigen. Leider beschränken sich, bis auf wenige Ausnahmen, die bisherigen am Standort ermittelten Daten von österreichischen Mooren auf gelegentliche und orientierende Messungen und Beobachtungen. Sie sind vom zeitlichen wie vom analytischen Aspekt her nur mit Vorbehalt verwendbar (Fehlerquellen von Nachweisen in sehr verdünnten Lösungen und bei pH-Messungen in den nährstoffarmen und schwach gepufferten Moorwässern). Den eigenen vorliegenden Beobachtungen zufolge ist der pH-Wert (gemessen mit einer Glaselektrode — pH-Meter pH 54 der Fa. WTW, Glaselektrode Fa. Ingold Typ 405; Batterie-pH-Meter E 280 A der Fa. Metrohm, Glaselektrode EA 121 X-A — am Standort zur Zeit der Aufsammlung und unter Berücksichtigung der von Url und Fetzmann 1964 mitgeteilten Fehlermöglichkeiten) ein brauchbares Kriterium für das Vorkommen bestimmter Desmidialenpopulationen. Im Vergleich zu Angaben von Loub und Mitarb. (1954) wurde jedoch eine etwas stärkere Überlappung der pH-Werte in den einzelnen Moorzonen (s. u., Tab. II) festgestellt.

©Akademie d. Wissenschaften Wien; download unter www.biologiezentrum.at

Die Einordnung der Mooralgen in soziologische Systeme ist ebenfalls noch problematisch (FETZMANN 1956, 1961a, c). Üblicherweise gibt man sog. Algen-Vereine an; sie weisen einen genau gekennzeichneten Organismenbestand auf. Eine Makrophytengesellschaft kann nun mehrere Algen-Vereine beherbergen, da Mooralgengesellschaften viel ausgeprägter auf Milieuschwankungen reagieren als erstere.

Man unterscheidet heute eine natürliche hydro- und topographische Zweigliederung der Moore (vgl. THUNMARK 1942, FETZMANN 1961a), nämlich Hoch- und Niedermoor.

Das Hochmoor ist ombrogen, das Niedermoor (Flachmoor) dagegen wird zusätzlich von Bodenwasser erreicht und zeigt einen dementsprechend höheren Nährsalzgehalt und damit pH-Wert. Mikrobiologisch wird dies in der Art der Population deutlich. Durch die Bildung von Übergangstypen (Zwischenmoor), also Zusammensetzung des Biotopwassers aus verschiedenen Anteilen Grund- und Regenwasser, wird die Unterscheidung zwischen den beiden Moortypen etwas erschwert. Die Grenze zwischen beiden Moorarten kann trotzdem durch einen klaren Wechsel der Mikroflora belegt werden, wie dies von THUNMARK 1942 für schwedische Moore gefunden wurde. So kann das Vorkommen gewisser Arten, die die Oligotrophiebarriere des Hochmoores wegen ihrer Lebensansprüche (vgl. z. B. WARÉN 1933) nicht zu überwinden vermögen, als Indikator für einen bestimmten Nährsalzgehalt (pH-Wert) angesehen werden (Mineralbodenwasserzeiger).

Echtes Hochmoor in der strengsten Definition ist im mitteleuropäischen Raum selten rein anzutreffen (FETZMANN 1961a, b, c). Kommt es doch vor, so ist es nicht unmittelbar mit den Verhältnissen in Schweden vergleichbar. Gegen nordische reine Hochmoorstandorte treten hier im Hochmoor zusätzlich einige Arten auf, die dort bereits Mineralbodenwasserzeiger sind. So findet man selbst in den allersauersten Proben (pH um 3,7) *Netrium digitus* neben *N. oblongum*. Leider konnte bisher niemals das für diese Zone angegebene *Xanthidium antilopaeum* nachgewiesen werden. Nach FETZMANN (1961c) fallen außerdem *Gymnozyga moniliformis* (= *brebissonii*); *Tetmemorus laevis* (?), möglicherweise auch *Euastrum insigne* (?) und *Xanthidium armatum* (?) (vgl. Tab. IIb, d, S. 147f.) darunter. Günstigere klimatische Verhältnisse unseres Raumes, die die Konkurrenzfähigkeit im substratärmeren Milieu gewährleisten, oder auch Staubanwehung (z. T. Kryokonit) sind mögliche Ursachen (FETZMANN 1961a, b, c).

Von LOUB und Mitarb. (1954) wurde das Moor — unter Berücksichtigung des Organismenbestandes und einiger bekannter ökologischer Faktoren — in algologische Zonen eingeteilt. In jeder einzelnen Zone herrschen gewisse ökologische Verhältnisse, die in entsprechenden Algen-Vereinen ihren Ausdruck finden. Entscheidend für die Charakterisierung eines Vereins sind neben seiner topographischen Lokalisation im Moor besonders seine Gesamtzusammensetzung (reine Hochmooralgen können sämtlich auch im Niedermoor vorkommen) und die relative Häufigkeit einzelner Arten. Da jeder Mikrobiotop durch den Desmidialenbestand gekennzeichnet werden kann, eignete sich dieses System als Grundlage für unsere Untersuchungen.

©Akademie d. Wissenschaften Wien; download unter www.biologiezentrum.at

Die Einteilung der Zonierung (A bis F) folgt nach Loub et al. dem steigenden Salzgehalt (oder gleichbedeutend, dem pH-Wert). Die Zonen A und B sind im Hochmoor lokalisiert, C, D, E und F (a—c) gehören dem Niedermoor an. C und D liegen im artenärmeren Niedermoor (Zwischenmoor), E und F im Niedermoor und Übergangsbereich in sauere Wiesen. Entsprechend den extremen Bedingungen sind Hochmoorpopulationen durch geringe Artenzahl und große Abundanzen einzelner Spezies, nährstoffreichere Niedermoore durch vielfältigen Organismenbestand, aber geringe Individuenzahl gekennzeichnet. — Die Zone A ist mit Sicherheit als reine Hochmoorzone anzusprechen. Man findet im Lungau viele Algenproben mit noch wesentlich geringerer Artenzahl als dies bei Loub und Mitarb. angegeben wird. Zone B scheint — wie Fetzmann 1961 a, S. 190 betont — zum sehr saueren Zwischenmoor zu gehören, nämlich dann, wenn sie verschiedene Closterien (bes. Fe-inkrustierende) enthält, die geringen Mineralbodenwassereinfluß anzeigen.

Die Aufnahme der Individuenzahl einzelner Spezies erfolgt bei Loub et al. durch Schätzung mittels einer variierten Kolkwitz-Marson-Methode, die zur Aufstellung von fünf Abundanzgraden führt. Es werden zusätzlich die Größe der Algen und das Vorkommen fädiger Formen berücksichtigt. Abundanzgrad 1 (sehr selten) = 2—4, (1) [1—2]; 2 (in geringer Menge) = bis 15—20 (10) [5]; 3 (in zahlreichen Exemplaren) = bis 60—70 (50) [15—20]; 4 (sehr häufig) = bis 150 (100) [30—35]; 5 (dominant) = >150 (100) [40] Individuen. In runden Klammern stehen die Angaben für großzellige, in eckigen die für fädige Formen, bezogen auf Deckglasflächen 16 × 16 mm und den Durchschnitt von mindestens drei Probenentnahmen.

Nicht in Mooralgengesellschaften lassen sich Desmidialen von sog. Sekundärstandorten (Loub und Mitarb.) einordnen. Die Milieuverhältnisse sind dort chemisch oder durch künstlich geschaffene Bedingungen, wie Torfstich usf., geändert. Zumeist findet man in solchen Proben eine oder wenige Arten reichlich vertreten. An Proben dieser Art, die zu physiologischen Untersuchungen zur Verfügung standen, wären besonders die Fe-haltigen und solche aus dem Z-Moor zu nennen (s. u.). Ergebnisse, die damit gewonnen wurden, sind nicht mit denen aus Proben von natürlichen Mooren vergleichbar (Abb. 10, Tab. II).

3. Material und Methodik

Die in Standortwasser wachsenden Algen von Aufsammlungen wurden in einem flachen Wasserbecken bei 10 bis 20°C gehalten (Herrmann 1966). Die Proben behielten jahrelang ihre Zusammensetzung bei (vgl. Krebs 1951, Höfler und Loub 1952, Fetzmann 1956). In den Sommern 1963, 1964 sowie 1967 konnten die zunächst an Kulturalgen gewonnenen Ergebnisse mit Frischmaterial überprüft werden. Dieses Material war bei Versuchsbeginn etwa 3 Tage alt, da erst das Abklingen der bei Desmidialen gewöhnlich nach dem Aufsammeln verstärkt einsetzenden phototaktischen Bewegungen abgewartet wurde (Fetzmann 1961 a, S. 190).

Die hauptsächlichste Probenzusammensetzung kann aus Tabelle I rekonstruiert werden. Bei jeder Art wurden Vorkommen und Abundanz vermerkt. Die soziologische Zugehörigkeit kann der folgenden Aufzählung entnommen werden, in den Analysen nur

©Akademie d. Wissenschaften Wien; download unter www.biologiezentrum.at

gelegentlich auftretende Spezies sind nicht berücksichtigt. Die Algenbestimmung erfolgte nach WEST und WEST sowie CARTER, gelegentlich nach KRIEGER.

Aus einer großen Anzahl von Fläschchen wurden die Algenproben (in Klammern gemessene pH-Werte) vor Versuchsbeginn optisch (Chromatophoren- und Plasmabeschaffenheit) ausgesucht.

1. Kultiviertes Algenmaterial von Aufsammlungen:

Zone A: Probe 18 (4,1) und 1 (4,2) optimal.

Zone B: Die untersuchten Proben wiesen in ihrem Erscheinungsbild unterschiedliche Güte auf. Probe 14 (4,6) (Abb. 5) und 9 (4,7) enthielten sehr schönen Algenbestand, Probe 51 guten. Probe 5 wäre als „degradierte Sekundärgesellschaft", Probe 67 (Fe-haltig) als „verarmte Primärgesellschaft" (FETZMANN 1956) zu kennzeichnen.

Zone C: Probe 47 — ähnlich auch Probe 3 (5,0) — Zustand sehr gut, ebenso der von Nr. 16 (Abb. 8) und 20 (Goggausee).

Zone E: Typische Proben standen in den Fläschchen 70, 52 (5,6) und 7 (6,1) zur Verfügung. Der Zustand von Probe 7 hielt sich mehrere Jahre konstant; einzureihen in „degradierte Sekundärgesellschaft" wegen vieler Blaualgen. Probe 76 war ± degeneriert.

Zone Fa: Die Proben 24 (6,1), 10 (6,0) vom Goggausee und Nr. 44 (6,0) mit sehr guten Verhältnissen. Probe 21 war degeneriert, nur *Pleurotaenium. ehrenbergii* teilte sich rege. Bei späteren Durchsichten fehlte *Desmidium cylindricum*. Probe 92 war etwas verarmt. Ein reiner Fb-Typ stand mir nicht zur Verfügung, wohl aber eine Zygnemalenprobe mit sehr viel *Closterium leibleinii*, von dem bekannt ist, daß es auch in schwach alkalischem Milieu gedeiht. Probe 88 bestand fast nur aus *Closterium lunula*, sie ist entweder zu Zone E oder F zu rechnen.

2. Frischmaterial: Das Material wurde mir freundlicherweise von Frau Doz. Dr. KUSEL-FETZMANN (Windischgarsten und Goggausee) und von Herrn Doz. Dr. URL (Lungau) überlassen (Indizes j, s und o). Im Sommer 1967 hatte ich Gelegenheit, mehrere Tage lang in den Mooren I-, II-, V-, Z-, B-, U-, T- und S- (letzteres Seetaler See) reichlich Algenmaterial zu sammeln und gleich zu untersuchen (Index e).

Zone A: Probe 3 j (4,5) und 6 j (4,6) (Windischgarsten). Aus der Schwingrasenzone (V-Moor) Probe 7 e (3,8); aus dem Moor II 5 e (4,1), 3 e (4,1). Probe 2 e, ebenfalls aus dem II-Moor tendiert etwas nach Zone B (4,4), auch 6 e (4,5) (Abb. 4).

Zone B: 7 j (Windischgarsten), 23 s (5,1; U-Moor), 9 o (5,0) und 23 o (5,3) (V-Moor). Eine sehr sauere Probe 11 e (Closterien zeigen Mineralbodenwasser an!) aus dem B-Moor (4,2); 27 e (Abb. 6 und 7) und 29 e aus dem nährstoffärmsten Teil im Osten des Moores I (4,9 bzw. 5,1; LOUB 1953). 9 e (5,0) schon mit etwas deutlicherem Flachmooreinschlag (Euastren und einige größere Closterien; V-Moor). In der Probe 20 e (5,7; Z-Moor) ist die Nähe der C-Zone durch einige Cosmarien angezeigt (s. u., außerdem Tab. IIa—d und Kap. 5).

Zone C: 27 o (5,6; U-Moor). In 33 e (5,1) und 31 e (5,5) äußert sich der Nährstoffreichtum durch das Hinzutreten der großen Micrasterien, *Xanthidium cristatum*, *Penium spirostriolatum*, einigen Cosmarien und Closterien (U-Moor). 30 s (4,8; B-Moor). 19 e (5,7; Fe-Reichtum; Z-Moor) enthält schon viele Flachmooranteile (Tab. IIa—d). 43 e (5,3; T-Moor) gehört ebenfalls zum artenreicheren Zwischenmoor; 40 e (5,5; T-Moor) ist eine Wiesenprobe.

©Akademie d. Wissenschaften Wien; download unter www.biologiezentrum.at

Zone E: Probe 8 j (5,6) und 9 j (5,6) (Goggausee) gehören zu den artenreichsten Proben dieses Moores (mündl. Mitteilung von Frau Doz. Dr. Kusel-Fetzmann). 5 j (Windischgarsten); 39 s (5,7), 34 s (5,7) und 52 s (5,6) aus dem T-Moor; 29 s (Moor IV); 7 o (5,6; II-), 14 o (5,7; S-) und 20 o (T-Moor). Das Flachmoor wird weiterhin repräsentiert durch die Proben 59 e (5,6; noch ziemlich sauer), desgl. 53 e (5,4; Auftreten von Pleurotaenien), 58 e (5,9) und 60 e (5,6; Abb. 1) — alle S-Moor. 35 e (5,8) stammt aus dem T-Moor; 52 e (6,0) und 54 e (6,0) wieder vom Seetaler See (S-Moor). Beide, wie 41 e (6,1; T-Moor), zeigen algologisch schon die Flachmoorzone Fa an.

Zone Fa: 12 j (6,1; Goggausee) und 1 j (Windischgarsten). 26 s (6,1), 13 s (6,2), 61 s (6,0) und 57 s (6,0) (S-Moor) und 11 o (6,1) (V-Moor). 17 e (6,2) und 18 e (6,2) lagen direkt neben den Fundorten 19 e und 20 e (s. o.) und stammen aus einer grabenähnlichen Vertiefung (Sekundärstandort). Zwischen beiden Standortgruppen fanden Überlagerungen statt, an denen man Kümmerformen und Verweichlichung studieren konnte. 51 e (6,0) und 56 e (6,0) entstammen dem S-Moor. Sie enthalten alle für diese Zone typischen Leitformen (vgl. S. 149, S. 155).

Die entsprechenden Moorbeschreibungen findet man bei Loub 1953, Loub und Mitarb. 1954, Pruzsinsky und Url 1961.

Die Resistenzuntersuchungen wurden in linear konzentrationsgestuften Oxalatlösungsreihen (di-Kaliumoxalat, p. a., Merck 5073) durchgeführt. Dazu wurde das Algenmaterial mittels Pipetten (jeweils ca. 400 μl) oder bei fädigen Formen mit der Pinzette den Kulturfläschchen entnommen, in die Versuchsgläschen (40 ml gleichtemperierte Lsg.) gegeben und daraufhin bis zur Durchsicht unter Kulturbedingungen gehalten. Der durch die einpipettierte Algensuspension entstandene Verdünnungsfehler wurde vernachlässigt. Alle Resistenzangaben beziehen sich auf Versuchszeiten zwischen 24 und 48 h und auf Temperaturen zwischen 18 und 20°C. Der erhebliche Einfluß des Temperaturfaktors auf die Resistenz soll gesondert abgehandelt werden (Herrmann i. V.). Zur Durchsicht wurden dann die Algen entweder direkt dem Versuchsgläschen oder — bei lockeren Watten — nach sorgfältigem Zentrifugieren (Handzentrifuge) dem Zentrifugenbecher entnommen. Eine unbehandelte Probe diente jeweils als Kontrolle.

Als Vitalkriterien galten im hypotonischen Bereich die Plasmaströmung oder der Plasmolyseeingriff mit einmolarer Harnstoff- und Traubenzuckerlösung (TRZ; Herrmann 1966). Im hypertonischen Lösungsbereich wurden zunächst die Protoplastenkontraktionsgrade in verschiedenen konzentrierten Lösungen verglichen (bei Desmidialen kann im hypertonischen Bereich häufig die Unterscheidung zwischen Vital- und Letalstadien schwierig sein, da die Algen auch im abgestorbenen Zustand nahezu den der Molarität entsprechenden Kontraktionsgrad des Protoplasten beibehalten); stufenweise De- und Replasmolyse sind weitere Beurteilungsmittel.

©Akademie d. Wissenschaften Wien; download unter www.biologiezentrum.at

In den einzelnen Konzentrationsstufen wurden die Anzahl lebender und toter Individuen (für jede Art) bestimmt. Aus den daraus errechneten %-Werten wurde für jede Art einer Probe die mittlere Letaldose (LD 50%) graphisch ermittelt (aus Summen-%-Kurven). Für drei besonders geeignete Arten *(Tetm. minutus, T. laevis* und *Euastr. insigne)* wurde der Korrelationskoeffizient zwischen pH-Wert des Fundortes und der Resistenz gegen Oxalat (50%-LD) berechnet und die Regressionsgeraden bestimmt[1] (WEBER 1957).

4. Experimentelle Ergebnisse

Alle Resistenzgrenzen der Desmidialen gegen Oxalat liegen im Gegensatz zu denen höherer Pflanzen im hypertonischen Bereich (Tab. I). (Ausgenommen davon sind durch Reizplasmolyse hervorgerufene Letalstadien einzelner Individuen.) Daraus konnte entnommen werden, daß nicht chemische Wirkungen des Agens, sondern physikalische Eigenschaften der Zellen und Zellbestandteile sowie mechanische Größen und Kräfte während der Formveränderung des Protoplasten bei Plasmolyse die Widerstandsfähigkeit der Algen festlegen. Zwar ließen sich die Resistenzgrenzen innerhalb einer Gattung — abgesehen von wenigen Ausnahmen (s. u.) — um einen bestimmten Wert gruppieren, doch zeichnete sich schon zu Beginn der Untersuchungen ab, daß die Resistenz der formenmannigfaltigen Zieralgen gegen Oxalat (K_2-Salz) nicht nur in einer Ursache begründet sein kann. Den vorliegenden Ergebnissen können drei Fragen untergeordnet werden, von denen die erste lautet: Warum haben verschiedene Arten und Gattungen der Desmidialen verschiedene Resistenz, wenn doch alle aus einem morphologischen Grundtyp entstanden sind?

Die ungefähre Resistenzgrenze ergibt sich aus der cytologischen Individualität einer Art oder Gattung.

Es würde im Rahmen dieser Arbeit zu weit führen, jede Gattung einzeln zu behandeln; erwähnt werden nur die Faktoren, die das Resistenzlimit bestimmen können. Am Ende dieses Abschnitts sei dann das Zusammenwirken der Größen an einem Beispiel (*Closterium*) dargelegt.

1. Ein hoher osmotischer Wert (dem der Grad und oft auch die Geschwindigkeit der Protoplastenkontraktion bei Plasmolyse in-

[1] Herrn Dr. R. LICHTER (Max-Planck-Institut für Pflanzengenetik, 6802 Ladenburg) danke ich für die Korrelationsberechnung.

©Akademie d. Wissenschaften Wien; download unter www.biologiezentrum.at

direkt proportional ist) wirkt sich in jedem Falle resistenzsteigernd bei der Formveränderung des Protoplasten während des Experiments aus. Seit Krebs (1951) wissen wir, daß sich für die Mehrzahl der Zieralgen die osmotischen Werte zwischen 0,2 und 0,4 mol (TRZ) bewegen, also relativ niedrig liegen. Sie sind meist ziemlich artgebunden, unterliegen jahreszeitlichen, vielleicht sogar durch den Tages- und Nachtwechsel induzierten Schwankungen. Bei nur wenigen Arten kann die Amplitude der osmotischen Werte bis zu 0,55 mol (TRZ) betragen (*Cosmarium cucurbita*). Besonders starke Zellsaftkonzentrationen sind außer bei der letztgenannten Gattung auch bei Penien und Cosmarien zu finden (Krebs) (s. Abb. 1, Tab. 1, *Euastrum jenneri*).

2. Eine Begrenzung der Resistenz kann weiterhin in der anatomischen und physiko-chemischen Ausbildung der Chromatophoren liegen.

Über die Konsistenz des Chromatophoren gibt in erster Linie Zentrifugierung Aufschluß (Andrews 1915, Eibl 1939, 1941, Krebs 1951), in zweiter Plasmolyse. Der Einfluß eines „harten" Chromatophoren wurde bereits bei der Verquellungsreaktion von *Closterium lunula* diskutiert (Herrmann 1966, dort Abb. 3). Nach Eibl (1939) besitzt der Chromatophor der Art eine starrere Konsistenz als der von *Netrium*. Viele Reaktionseigenschaften von *Clost. lunula* (hier in Verbindung mit einem stark haftenden Plasma), *Netrium digitus* und *N. oblongum* lassen sich aus diesem Bau erklären. Scharfe Plasmolyse führt fast durchwegs zu Letalstadien. Ein derartiges durch den Chromatophor bedingtes Resistenzlimit kann bei schwacher Vorplasmolyse mit niedrigerer Konzentration desselben Stoffes weitgehend umgangen werden; in der Regel bleibt jedoch das Bild einer „bunten Nekrose" in den Präparaten vorherrschend (vgl. auch Weber 1931, 1933, Höfler 1953).

Nach Krebs (1951) ergaben Zentrifugierungsversuche bei folgenden Arten „weiche" Chromatophoren: *Penium minutum, Pleurotaenium ehrenbergii, Tetmemorus granulatus, Euastrum oblongum, E. ansatum, E. insigne, Xanthidium armatum, Cosmarium pseudopyramidatum, C. tetraophthalmum, Micrasterias pinnatifida* (besitzt eine „sehr weiche" Plastide; vgl. Herrmann 1966, dort Abb. 6), *M. truncata, M. rotata, M. denticulata.* Zum Typus des „harten" Chromatophoren zählen *Netrium digitus, N. oblongum, Closterium striolatum, Cl. didymotocum, Cl. lunula, Gymnozyga moniliformis (= brebissonii), Hyalotheca dissiliens, Cylindrocystis brebissonii.*

Nach Carter (1919 a, b, 1920) unterscheidet man bei Desmidiaceenplastiden zwei anatomische Ausbildungsformen (mit Zwischenstadien), nämlich zentrale und parietale. Es gibt Arten,

©Akademie d. Wissenschaften Wien; download unter www.biologiezentrum.at

bei denen der Chromatophor nicht einheitlich ausgebildet ist (z. B. *Clost. lun.*). Die Stauchbarkeit der Plastiden steht mit ihrer Form in enger Verknüpfung: zentrale können aus räumlichen Gründen weniger kontrahierbar sein als parietale. Ein Aufhängeapparat ist für bestimmte Formen — an *Netrium digitus* von KOPETZKY-RECHTBERG (1938, vgl. FRANZ 1958), an *Cosmarium turgidum (= Pleurotaeniopsis turgida)* von LÜTKEMÜLLER (zit. aus EIBL 1941) — nachgewiesen.

3. Im wesentlichen sind es die Arten mit „weichem" Chromatophor, die auch bei Plasmolyse vor Erreichung der Endkontraktion gerundete Protoplasten aufweisen. Ausnahmen sind z. B. *Xanthidium armatum* und *Tetmemorus granulatus*, bei denen das Plasma an den Ausbuchtungen zu den Zellwandfortsätzen (siehe KREBS 1951) bzw. an den Polen (CHOLNOKY und HÖFLER 1950, HERRMANN 1966) haftet. Man beobachtet in diesen Fällen häufig Plasmolyseverzug, der sich im Normalfall günstig auf die Resistenz auswirkt. Bei viskosen Plasmen der gleichen Arten dagegen sinkt die Resistenz beträchtlich (HERRMANN 1966, S. 28f.). Ein fester Konnex Plasma-Wand (Abb. 2) ist weiterhin für *Cosmarium turgidum* und viele Closterien nachgewiesen. Sind bei Closterienarten jüngere Zwischenschalen in die Zellwand eingeschoben, so löst sich an diesen Stellen der Protoplast am ehesten. Die Nekrose setzt dann immer in den Plasmagebieten ein, die an alten (Fe-inkrustierten) Zellwandteilen liegen.

4. Ein gehemmter Plasmolyseeintritt kann durch eine zweite Ursache ausgelöst werden, nämlich durch eine dichte Wand oder Gallerte. Dies könnte, dem Plasmolyseverhalten (selten neg. Plasmolysorte) nach zu schließen, bei *Euastrum insigne* der Fall sein (vgl. HÖFLER 1951, Befund an *Cosmarium amoenum*). Über Wand- und Gallertausbildungen von Desmidialen existiert bereits eine beträchtliche Literatur (Zusammenstellung siehe bes. bei DRAWERT und MIX 1961a, 1962 b, c; MIX 1967). Neben fibrillärem Wandaufbau (*Micrasterias rotata*, *Euastrum oblongum*, *Hyalotheca dissiliens*, *Cosmarium* sp.) findet man z. B. bei Closterien davon abweichend Faser- und Ringtexturen (DRAWERT und METZNER-KÜSTER 1961). Auch die Hüllgallerte und die Beschaffenheit von Porenapparaten (resp. Gallertpfropfen; DRAWERT und MIX 1961a) können verschiedenartige Ausprägung haben und so den Zutritt und die Wirkung von Substanzen beeinflussen. Bei *Pleurotaenium trabecula* wurden von den Autoren zwei Gallertformen nachgewiesen. Neben einer Hüllgallerte existiert bei *Hyalotheca dissiliens* und *Pleurotaenium trabecula* noch ein Schleimhof. Es ist für die Beschaffenheit der

©Akademie d. Wissenschaften Wien; download unter www.biologiezentrum.at

Zelle von Bedeutung, daß durch (stark hypertonischen?) Reagenzzusatz auch weiter innen gelegene Gallertteile abgesprengt werden können.

5. Über den Zusammenhang zwischen Viskosität des Plasmas und seiner Widerstandsfähigkeit gegen mechanische Kräfte wurde öfters berichtet (Weber 1932 a, 1933, 1924, 1931, Böhm-Tüchy 1960). Zähe Plasmen gibt es beispielsweise bei Closterien, sie können aber auch bei bestimmten physiologischen Zuständen auftreten (s. u.).

6. Ein anderes Limit für die Resistenz kann die Form einer Alge darstellen. Bei *Micrasterias* liegt die Resistenzgrenze in der flach plattenförmigen Ausbildung der Zellen und dem engen Isthmus (wie auch bei *Cosmarium portianum* und *C. isthmium* in Verbindung mit manchmal zähen Plasmen) begründet. Die Gestalt der Zelle steht einer reibungslosen Kontraktion des Protoplasten bei Plasmolyse im Wege (Herrmann 1966).

7. Nur vorgetäuscht wird die Abhängigkeit der Resistenz von der Form bei großzelligen Arten, bei denen schon die Präparation zu Protoplastenzerstörung führen kann, *Closterium lunula*, *Netrium digitus*, großzellige Pleurotaenien und *Cosmarium turgidum* fallen darunter. Schon geringer Deckglasdruck genügt, um Letalstadien vorzutäuschen.

Die Summierung der aufgezählten Faktoren sei am Beispiel der Gattung *Closterium* gezeigt. Die Art ist wegen ihrer geringen Resistenz, auch gegen andere Agenzien, bekannt. Der Großteil der Spezies besitzt einen „harten", zentralen Chromatophor (Ausnahmen siehe Krebs 1951); der Konnex Plasma-Wand ist stark (das zeigt sich einmal, wenn die Zellhälften ungleiches Alter besitzen; zum anderen kann man bei Zugabe von stark hypertonischer Lösung eine Eindellung der Zelle beobachten [Abb. 3]; drittens kann das Plasma öfter als Wandbelag zurückbleiben, und die Plastide kontrahiert sich bei Plasmolyse an manchen Stellen allein). Das Plasma ist sehr viskos; der osmotische Wert nach Krebs sehr niedrig, und die Form der Zelle kann eine starke Hemmung der Protoplastenkontraktion im Hypertonikum bedingen.

Keines der genannten Kriterien lieferte aber eine Erklärung dafür, warum einzelne Spezies im Vergleich zu anderen derselben Gattung eine so auffallend abweichende Resistenzgrenze haben, wie etwa *Tetmemorus granulatus*, *Penium spirostriolatum*, *Netrium interruptum*, Arten, die erheblich weniger widerstandsfähig als andere Arten der gleichen Gattung waren. Eine höherliegende Resistenzgrenze — wieder im Vergleich zu Algen gleicher Gattungen — hingegen ergab sich bei *Euastrum insigne*, *Eu. binale*, *Closterium libellula*, *Cl. navicula*, *Micrasterias truncata* und *Tetmemorus minutus*.

©Akademie d. Wissenschaften Wien; download unter www.biologiezentrum.at

Es stellte sich somit eine weitere wichtige Frage: Warum gibt es Ausnahmen von einer (mehr oder weniger) gattungsspezifischen Resistenzgrenze?

Hochmoorarten aus Gattungen, die vornehmlich im Niedermoor vorkommen, zeigen in optimalem Milieu höhere Resistenz als Niedermoorspezies derselben Gattung. Umgekehrt haben Niedermoorspezies aus Gattungen, die sonst im Hochmoor leben, eine geringere Resistenz als Hochmoorspezies derselben Gattung.

Von der Gattung *Tetmemorus* standen mir vier Spezies in reichlicher Menge zur Verfügung. *Tet. minutus*, die kleinste der Arten, ist eine reine Hochmoorform und vor allen anderen Spezies der gleichen Gattung durch ihre hohe Resistenz ausgezeichnet (Abb. 4, 6). Wie außerdem Abb. 5 für 1,0 mol K-Oxalat zeigt, trat für diese Alge erst nach der Kontraktion des Protoplasten die Nekrose ein. *T laevis*, allerdings nur im mitteleuropäischen Raum gelegentlich im sauersten Hochmoor auftretend (FETZMANN 1961c, vgl. Kap. II), starb, wie aus derselben Abb. ersichtlich, sofort nach dem Einbringen in diese Lösung ab (auch Abb. 4). Trotzdem liegt seine Resistenzgrenze in anderen Proben (s. u.) nur wenig tiefer, etwa gleich hoch wie die von *T. brebissonii* und beträchtlich höher als die von *T. granulatus* (Abb. 6). Von *T breb.* ist erwiesen, daß er ins sehr sauere Zwischenmoor aufsteigen kann (FETZMANN 1961a). Lediglich *T. granulatus*, die größte Form der Gattung (sogar mit weichem Chromatophor!), meidet das sauere Hochmoor. Auffallenderweise liegt ihre höchste Resistenzgrenze ca. 0,25 mol K-Oxalat unter der höchsten von *T minutus* und 0,1—0,2 mol unter der von *T laevis* und *T. brebissonii*[2].

Gattung *Penium:* Von dieser Gattung ist *Penium spirostriolatum* Mineralbodenwasserzeiger; die Alge wurde in eigentlichen Flachmoor- und reicheren Zwischenmoorzonen registriert. Andere Penien sind Hochmoorbewohner. Die Resistenzdifferenz zu *P. minutum var. crassum* beträgt ca. 0,5 mol Oxalat.

Gattung *Netrium:* Der Lebensbereich der Netrien, mit Ausnahme von *N interruptum*, ist auf das sauere Hochmoor und Zwischenmoor beschränkt. Schon die Nekrosebilder der Arten ergeben charakteristische Unterschiede: *N. interr.* stirbt — im Gegensatz zu *N digitus* — nie mit kontrahiertem Chromatophor ab, das Plasma liegt vielmehr — ähnlich wie bei Closterien — in einem peripheren Saum um den Chromatophor. Die Resistenzgrenze von *N. inter-*

[2] Normalität und Molarität der Oxalatlösungen sind definitionsgemäß nicht identisch. K-Oxalat als starker Elektrolyt ist weitgehend dissoziiert, die osmotisch wirksamen Teilchen sind also stark vermehrt.

©Akademie d. Wissenschaften Wien; download unter www.biologiezentrum.at

ruptum liegt unterhalb 0,15 mol Oxalat; *N. oblongum* weist aus schon oben erwähnten Gründen (vgl. dazu auch Krebs 1951, S. 610) ein breites Absterbeintervall von 0,15 bis 0,35 mol K-Oxalat auf; *N. dig.* geht in der Resistenz sogar noch höher (Abb. 7).

Für den zweiten Fall (Resistenzerhöhung) können die Gattungen *Euastrum*, *Closterium*, *Cosmarium*, *Tetmemorus* und *Micrasterias* angeführt werden.

Gattung *Euastrum:* In der Hochmoorzone findet man nur *Eua. insigne* und einige Euastren der Mikrogruppe (*Eua. binale* z. B.), *Eua. insigne* ab Zone B, *Eua. binale* sogar in Zone A. Einen eindrucksvollen Beweis für die hohe Resistenz der Arten erschließt Abb. 5; sie bedarf keiner weiteren Erklärung (Differenz zu anderen Euastren 0,2 mol Oxalat; vgl. Tab. I).

Die Gattung *Cosmarium* ist hauptsächlich in den nährstoffreichsten Moorteilbiotopen anzutreffen. Allein *Cosmarium cucurbita* kann in oligotrophen Schlenken dominanten Bestand bilden (Loub et al. 1954). Die Resistenzdifferenz zu anderen Spezies der gleichen Gattung beträgt 0,2 mol Oxalatlösung.

Micrasterien können in Einzelfällen bis zu Konzentrationen von 0,5 mol Oxalat resistent sein *(M. pinnatifida*, zuweilen *M. rotata* und *M. denticulata)*. Allein die etwas kleinerzelligen *M. truncata* und *M. crenata* steigen in die recht sauere B-Zone auf. Sie können dort Resistenzen bis zu 0,7 mol Oxalat aufweisen.

Gattung *Closterium: Closterium libellula* und *Closterium navicula* haben gegenüber anderen Closterien eine sehr hohe Resistenz. Nach den vorliegenden Ergebnissen tendieren sie mehr zur Gattung *Penium* (unter diesem Synonym werden sie in West und West 1904 geführt). Nach Kowallik (1965) verhalten sie sich bel der Vitalfärbung wie typische Closterien.

Nach Du Rietz (Zit. aus Fetzmann 1961 a) kann *Xanthidium antilopaeum* in den Populationen der sauersten Schlenken auftauchen. *Xanthidium armatum* meidet das sauerste Hochmoor (vgl. Kap. II). Leider fehlte Material, das die erstgenannte Alge aus Zone A enthalten hätte; es stand mir nur solches aus nährstoffreichen Flachmoorzonen zur Verfügung. Doch liegt die Resistenz der Alge dort bereits in der gleichen Höhe wie diejenige von *X. arm.*, so daß noch höhere Widerstandsfähigkeit im Hochmoor erwartet werden darf, wenn sie eine echte Hochmoorform ist.

Betrachtet man nicht eine Gattung, sondern eine Art und deren Vorkommen in den verschiedenen Moorzonen (damit also

©Akademie d. Wissenschaften Wien; download unter www.biologiezentrum.at

ihre Resistenz in Abhängigkeit vom Nährsalzgehalt oder besser vom pH-Wert; Tab. II), so variiert die Resistenz in der Regel weniger (Punkt 3).

Den Untersuchungen zufolge sind Individuen einer Art dann gegen Oxalat am resistentesten, wenn sie in der Moorzone leben, in der ihr Verbreitungsschwerpunkt liegt.

Die Hochmooralge *Tetmemorus minutus* stirbt im sauersten Milieu oft erst bei 0,95 mol Oxalat (Tab. IIb; alle folgenden Angaben in diesem Abschnitt bedeuten mol K_2-Oxalatlsg.), in der sonstigen A- und B-Zone liegt die Resistenz bei 0,87, in der Fa-Zone (selbst dort wird der Organismus gelegentlich gefunden) bei nur 0,5 bis 0,6. *Tetmemorus laevis* ist in der B-Zone (Abb. 7, 9) am vitalsten (0,78); in der A-Zone fällt die Resistenz auf 0,55 (Abb. 4, vgl. S. 155), in C liegt sie regelmäßig um ein geringes niedriger als in B, in den reichsten Flachmoorzonen sinkt sie oft weit unter die von *Tet. granulatus* (Resistenzumkehr!), welcher in der C- und E-Zone bis zu Konzentrationen von 0,70 mol lebt, in der B- (Abb. 6) und häufig auch Fa-Zone aber schon bei niedrigeren Konzentrationen abstirbt. *Euastrum insigne* lebt in der Zone B bis 0,85 oder 0,90 (Abb. 5, 7). In Fa, wo man diese Alge noch antreffen kann, sinkt die Resistenz unter 0,70. Für die genannten Algen (bei denen relativ umfangreiches Datenmaterial vorlag) wurden die pH-Werte der einzelnen (vor den Versuchen optisch ausgesuchten; s. Kap. III) Proben gegen die jeweilige graphisch ermittelte 50%-Letaldosis (in mol K-Oxalat) in ein Diagramm eingetragen (Abb. 10a—d; Tab. IIa—d) und von drei Arten die Korrelationskoeffizienten berechnet (*Tet. min.* r = —0,82; *Tet. laev.* r = —0,84; *Eua. ins.* r = —0,89, d. h. für ca. 65—80% der Proben trifft die geforderte Beziehung zu); alle drei sind signifikant ($p \leq 0{,}001$). Da die milieuabhängigen Resistenzen von *T. granulatus* nicht parabelförmig verlaufen, wurde auf eine Korrelationsberechnung verzichtet. Für *T. min.* wurde eine lineare Abhängigkeit bis in die sauersten natürlichen (!) Teilbiotope gefunden. Von *E. ins.* und *T. laev.* blieben aus Verrechnungsgründen die Daten der recht saueren Proben (Abb. 4) — in ihnen zeigte sich die gleiche Tendenz wie bei *T. gran.* — bei der statistischen Berechnung unberücksichtigt (siehe S. 155). Für Proben aus Sekundärstandorten (Loub et al. 1954) konnte der Zusammenhang zwischen dem pH-Wert des Fundorts und der Resistenz bisher nicht festgestellt werden, sie sind daher rechnerisch nicht berücksichtigt.

In der C-Zone sind *Euastrum oblongum* und *E. ansatum* am widerstandsfähigsten gegen Oxalatbehandlung (0,70; Abb. 8), in

©Akademie d. Wissenschaften Wien; download unter www.biologiezentrum.at

reicheren Fa-Zonen sterben sie häufig schon in 0,5 mol Lsg. ab. *Eua. didelta* (Abb. 7) verhält sich ähnlich wie *Tet. laevis* (höchste Resistenz in Zone B, 0,70). *Cosmarium pseudopyramidatum* stirbt in B und reicheren Flachmoorzonen bei niedrigen Konzentrationen ab.

Desmidium cylindricum verhält sich nur in Fa-Zonen optimal; *Netrium digitus* dagegen ist dort empfindlich (Differenz zu Hochmoorindividuen mindestens 0,2).

Xanthidium armatum und häufig *X. antilopaeum* liegen mit ihrer Resistenz in E- und Fa-Zonen immer niedrig (0,65), in der B-Zone jedoch bei 0,85. *Closterium libellula* — aus Proben mit pH-Werten zwischen 5,5 und 5,8 (C- und E-Zone) — erreicht eine Resistenz von mehr als 0,60; in Fa wie in B sinkt sie auf 0,5 ab.

Micrasterias pinnatifida (E und Fa hauptsächlich) zeigt höchste Resistenz in der Fa-Zone, hat also — im Gegensatz zu *Tet. minutus* — eine positive Korrelation zwischen pH-Wert (bis 6,2) und Resistenz. An *Micr. truncata* läßt sich ebenfalls schön die Zonenabhängigkeit der Resistenz zeigen. Das Resistenzmaximum der Alge liegt in der nährstoffreicheren B- oder saueren C-Zone (bis 0,7), in anderen Zonen bei 0,3 bis 0,5. Für *Micr. rotata* (Optimum in C) und *Micr. denticulata* (Optimum in E und Fa) scheint sich eine ähnliche Zonenabhängigkeit abzuzeichnen, doch fehlen genügend Daten. Gleiches gilt für *Penium minutum v. crassum* (in der Zone A über 0,9, in einer C-Zonenprobe aber 0,65) und *Cosmarium globosum* (in einer C-Zonenprobe 0,95, in B dagegen nur 0,75).

Der Nachweis einer physiologischen Schädigung des Protoplasten durch Oxalat, die offensichtlich nicht unmittelbar mit dem Ca-Entzug zusammenhängt, konnte mittlerweile für viele andere Pflanzen erbracht werden (Herrmann 1964, unveröffentlichte Daten). Toxische und irreversible Schäden durch Oxalat, die sich bei Desmidiaceen während der ersten 48 h nicht bemerkbar machen (Abb. 9), müßten sich auf die Dauer in der Kultur auswirken. In orientierenden Versuchen entzogen wir den Algen mehrerer Proben Ca (0,1 mol EDTA und K_2-Oxalat, 36 h). Nach mehrmaligem anschließenden Waschen wurden sie in aqua dest. kultiviert. Noch nach drei Monaten fanden wir lebende Individuen in ähnlicher Abundanz wie zu Beginn des Ansatzes. In EDTA-behandelten Kulturen konnte nach 4 Wochen oft rege Vermehrung des Algenmaterials beobachtet werden. Die für die Mehrzahl der Pflanzen zutreffende Giftwirkung des Oxalats gilt für Desmidialenplasmen daher nicht oder nur in sehr geringem Maße.

©Akademie d. Wissenschaften Wien; download unter www.biologiezentrum.at

Natürlich üben auch verschiedene Entwicklungszustände von Kulturen auf die Resistenz Einfluß aus. Eine eindrucksvolle Parallele zu früheren Ergebnissen mit den Algen der Probe 5 und 9 (Zone B, HERRMANN 1966) erscheint in den Resistenzversuchen und sei als Beispiel geboten. Probe 5 ist als „degradierte Sekundärgesellschaft" (FETZMANN 1956) zu klassifizieren. Viele der Individuen waren durch hochviskose Plasmen gekennzeichnet, die Zellen sehr dicht mit Stärke vollgestopft und die Chromatophoren grießlich. Speicherung weist oft auf einen physiologischen Alterungsvorgang hin. Mit dieser Alterung verliert das Plasma seine H_2O-Aufnahmefähigkeit und damit seine Quellbarkeit (PAECH 1940), als notgedrungene Folge ist ein Anstieg in der Viskosität zu finden.

Tabelle III

Art	Probe 5 Resistenzgrenze	Probe 5 Abundanz	Probe 9 Resistenzgrenze	Probe 9 Abundanz
Cylindrocystis brebissonii	0,5	1	0,9	1
Tetmemorus brebissonii	0,65 (0,5)	1	0,8	2
Tetmemorus laevis	0,55	2	0,78	3
Tetmemorus granulatus	0,45	1	0,61	2
Euastrum insigne	0,55	1	0,88	2
Euastrum binale f. secta	0,70	1	0,97	2
Euastrum didelta	0,45	2	—	
Netrium digitus	0,3	1	0,3	1
Cosmarium cucurbita	0,9	1	1,0	2
Penium jenneri	0,65	1	0,7	1
Penium minutum var. crassum	1,02	2	1,0	2
Penium polymorphum	0,91	2	0,89	2

Die Resistenzunterschiede (Tab. III) liegen bei vielen Arten deutlich hoch, bei anderen — meist bei Spezies mit hoher Resistenz — sind sie gering oder fehlen. An *Euastrum insigne* beobachtete ich in Probe 5 die tiefste je gefundene Resistenzgrenze dieser Art.

5. Diskussion

Bei der Ausbildung und Restitution von Plasmalemmen ließen sich auf Grund der Be- oder Nichtbeteiligung von Ca^{++} zwei chemisch und physiologisch gut unterscheidbare Plasmalemmatypen und -modelle (Tonoplasten sind offensichtlich ohne Ca stabil) ableiten (HERRMANN 1966).

Ein Ca-Entzug bei einer Ca-bedürftigen äußeren Plasmagrenzschicht bewirkte u. a. eine Viskositätsverminderung und Labi-

©Akademie d. Wissenschaften Wien; download unter www.biologiezentrum.at

lität der Grenzschicht (Lit. siehe HERRMANN 1966); dies wird besonders bei einem nachfolgenden Plasmolysevorgang erkennbar (z. B. Plasmaverquellung und -zerstörung nach Zugabe hypertonischer Wasserstoffbrücken lösender Reagenzien wie Harnstofflösung). Bei geeigneter Behandlung zwischen Entzug und hypertonischem Eingriff (HEILBRUNN 1926, WEBER 1932b) oder mit einem entsprechenden Plasmolytikum (z. B. einem entquellend wirkenden, HERRMANN 1964) können jedoch die Verquellungsreaktionen vertuscht, im Extrem der Ca-Entzug sogar völlig kompensiert und so ein intaktes Plasmalemma vorgetäuscht werden.

Für Desmidialen, für die bereits von mehreren Autoren anderes Verhalten beschrieben wurde, trifft mit großer Wahrscheinlichkeit ein anderer, wohl seltener realisierter Grenzschichtentyp zu (HERRMANN 1966, S. 43f.). Auch die vorliegenden Ergebnisse mit Ca-entziehenden Reagenzien (Langzeitversuch) fügen sich, da das genannte Erdalkali-Ion bei der Plasmalemmarestitution ohne Bedeutung ist, in die bereits diskutierte Modellvorstellung ein.

So müßte eine Reaktion zwischen Oxalat und dem Ca der Grenzschicht stattfinden, wenn nach Beginn der Plasmolyse, bei konkavem Abheben des Protoplasten (Abb. 2), das Reagens unmittelbar Zutritt zur zerreißenden Plasmaoberfläche hat. (Die allgemein erhöhte Permeabilität bei Plasmolyse [WEBER 1924, 1932a, 1933] ist ein experimenteller Hinweis für den engen Kontakt Lösung—Plasma. Im Zusammenhang damit stehen auch Angaben von FRANZ [1958], nach denen beschädigte Desmidiaceenprotoplasten einer schnelleren Entmischung bei Na-oleinatbehandlung unterliegen.) Als Kriterium für den Sonderstatus der Zieralgengrenzschicht kann weiterhin die fehlende oder geringe — jedoch bei Landblütenpflanzen unabhängig vom Ca-Entzug auftretende — Toxizität von Oxalat auf Plasmen gezählt werden, auch Kultur behandelter Zellen führte nicht zu deren Tod. Außerdem konnte mit K-Oxalat niemals Kappenplasmolyse beobachtet werden, obwohl auf Grund der langen Einwirkungsdauer, einer (möglichen) Entfernung des bivalenten, brückenbildenden Ca und der optimal quellenden Wirkung des K-Ions (FREY-WYSSLING 1938) eine solche zumindest gelegentlich (HÖFLER 1939) auftreten müßte. Schließlich konnte bei trichalen Typen kein Fadenzerfall festgestellt werden, auch nicht nach EDTA-Behandlung, nach der bei höheren Pflanzen durch Entfernung des Ca aus den Pektinen in Einzelfällen sogar Vitalmazeration zu erzielen war (eigene unveröff. Daten).

Obgleich sich wiederholt Angaben über vergleichend protoplasmatische Untersuchungen an Desmidialen mit K-Oxalat finden (HÖFLER 1951, URL 1959) — meist um die Frage des Ca-Bedarfs bei

©Akademie d. Wissenschaften Wien; download unter www.biologiezentrum.at

der Hautschichtenrestitution zu diskutieren —, liegen genaue Angaben über eine Resistenzversuchsreihe nicht vor. Die Resistenz der Desmidialen gegen K-Oxalat ist, von wenigen Ausnahmen abgesehen (z. B. Closterien, *Roya*), recht groß, meist liegen die Grenzen zwischen 0,6 und 0,8 mol (auch viele Staurastren fallen darunter). Im wesentlichen gelten die von HÖFLER (1951; vgl. dazu URL 1959) mit Soda gefundenen Resistenzunterschiede und Reaktionsbilder auch für K-Oxalat.

Während also bei vielen Landblütenpflanzen eine vorwiegend chemisch bedingte Empfindlichkeit gegen K-Oxalat vorliegt, sind für die Desmidialenresistenz in erster Linie physikalische (oder auch physiko-chemische s. u.) Gründe maßgeblich (auch das Temperaturverhalten der Resistenzgrenzen spricht dafür, HERRMANN i. V.).

So liegen sämtliche Resistenzgrenzen der Desmidialen gegen Oxalat im hypertonischen Lösungsbereich. Ausgesprochene „Gifte", wie bei Zieralgen etwa Cu (URL 1955), wirken meist schon bei stark hypotonischer Gabe. Die Nekrose der Algen zeigt in diesen Fällen keinerlei Abhängigkeit von bestimmten Strukturverhältnissen der Zelle. Der zur Nekrose führende chemische Ansatzpunkt solcher Verbindungen ist selten in der Plasmagrenzschicht, sondern wohl im Stoffwechsel zu suchen (vgl. HERRMANN 1966; „Carriervergiftung"?).

Die Frage der Oxalatresistenz spitzt sich hier hauptsächlich darauf zu, ob die Alge den Plasmolyseeintritt oder/und -verlauf mechanisch übersteht (für höhere Pflanzen wäre in diesem Fall zum Zusammenhalt der Grenzschicht während der Protoplastenkontraktion Ca nötig) und weiter, ob die Geschwindigkeit, mit der die Kontraktion bis zum Tonizitätsgleichgewicht von Protoplast und Oxalatlösung abläuft, eine „geordnete" Faltung des Zellinhaltes möglich macht (HERRMANN 1966). Viele Letalstadien sind daher durch überstarke Plasmolyse erklärbar. Vorplasmolyse in geringeren Konzentrationsstufen und Temperaturversuche (in bestimmten T-Bereichen findet eine Viskositätsverminderung statt, „Erweichung von Plastiden" usf.) bestätigen dies. EIBL (1939) betonte für Desmidiaceenreaktionen die Bedeutung der Einwirkungsrichtung von hypertonischen Lösungen.

Die ungefähre Resistenzlage einer Art (± auch Gattung) kann nun aus einem Syndrom von zusammenwirkenden Einzelfaktoren konstruiert werden. Der osmotische Wert einer Zelle — resistenzbeeinflussend ist die Osmolalitätsdifferenz zwischen der jeweiligen Oxalatlösung (S. 147 u.) und dem Vakuoleninhalt der Zelle — spielt neben der physiko-chemischen und anatomischen Beschaffenheit

©Akademie d. Wissenschaften Wien; download unter www.biologiezentrum.at

des Chromatophoren wohl die wesentliche Rolle. Die Desmidiaceen sind nach Krebs (1951) bis auf wenige Arten ziemlich stenosmotisch (s. u.). Die Viskosität des Plasmas, die von der Entwicklung, dem Milieu und der Temperatur abhängig ist, seine Adhäsion an der Zellwand (gesehen unter dem zeitlichen Aspekt bei der Loslösung des Protoplasten von der Wand), Gallerten (sie können ebenfalls den zeitlichen Verlauf des Plasmolysebeginns beeinflussen) und Zellform sind weitere Punkte, die diskutiert wurden.

„Todeszonen" (Def. siehe Url 1957), wie sie Url (1959) für zwei Arten in Na-carbonat angibt, konnten — auch undeutlich ausgeprägt — wiederholt, aber nicht regelmäßig beobachtet werden (*Tetmemorus granulatus*, *Euastrum oblongum*, *E. ansatum*, *E. insigne*, *E. didelta*, *E. jenneri*, *Netrium digitus*, *Closterium libellula*, *Micrasterias rotata*, *M. truncata*, *M. apiculata*, *M. denticulata*, *M. papillifera*, *M. americana*, *Cosmarium pyramidatum*, *C. margaritiferum*, *Desmidium*, *Arthrodesmus convergens*). Meist liegen sie im hypertonischen Bereich, 0,1—0,2 mol unterhalb der Resistenzgrenze. Das Auftreten dieser Erscheinung läßt sich oft schon optisch voraussagen (Speicherformen, grießliche Chromatophoren). In reicheren Flachmoorzonen sind *Tetm. laevis*, *Eua. ansatum* und *E. oblongum* häufigere Beispiele dafür. Möglicherweise sind dafür — auch in chemisch gleichgearteten Fällen („unschädliche" Elektrolytbehandlung) — Ent- und Umladungsvorgänge im Protoplasten (maximale Dehydratation bei bestimmten Ionenstärken) verantwortlich (Herrmann 1966, S. 38f.).

Die Beurteilung der Resistenz einer Art in den verschiedenen soziologisch-ökologischen Moorzonen ist naturgemäß nicht einfach. Die Auswahl der mehr als 70 — im Zeitraum von fünf Jahren — getesteten Proben erfolgte vor Versuchsbeginn auf Grund mikroskopischer Beurteilung (Vergleich von physiologisch möglichst einheitlichem Material). Es kann nicht mit Sicherheit gesagt werden, ob diese Auswahl repräsentativ war. Abgesehen davon, daß die Probenzahl zur Absicherung der getroffenen Aussagen immer noch verhältnismäßig gering ist, weiß man bisher nichts oder nur sehr wenig über den Zustand einer Algengesellschaft während der Entwicklung im Freiland und darüber, wie die Beschaffenheit des Plasmas, der Chromatophoren (vgl. Drawert und Mix 1961b, 1962a) und der osmotischen Größen (und damit die Resistenz) dabei verändert werden.

Anreicherung mehrwertiger Salze während des Wachstums scheint die Konsistenz der von Art zu Art so unterschiedlichen Chromatophoren stark zu beein-

©Akademie d. Wissenschaften Wien; download unter www.biologiezentrum.at

flussen: EDTA intrameiert ins Plasma. Nach 24 h Behandlung mit hypotonischen Lösungen tritt z. B. bei *Closterium lunula* konvexes (!) Abheben des Protoplasten ein. Die Endvakuolen können bis auf das elffache Volumen anschwellen.

Die untersuchten Algen entstammen zumeist Moorgewässern, in denen sie schon seit etlichen Jahren immer wieder gefunden wurden (zur Standorttreue der Desmidiaceen vgl. BROER 1962). Vitalität und Soziabilität stehen nach FETZMANN (1956) bei Mooralgen in engem Zusammenhang. Es liegt nahe, die ziemlich hohe Korrelation zwischen dem pH-Wert des Fundortes und der Resistenz mit der Standorttreue (Mooralgen reagieren wesentlich feiner auf Milieuschwankungen als Makrophyten!) in Verbindung zu bringen, doch muß vielleicht das Vitaloptimum nicht mit dem Resistenzoptimum identisch sein.

Der Zusammenhang zwischen Resistenz und Soziabilität (bei T = const.) kommt bei Kümmerformen in einigen Teilbiotopen klar zum Ausdruck (Tab. II; *Micrasterias truncata* in Zone A, *Cosmarium pyramidatum* in Zone B usf.), ebenso sinkt die Widerstandsfähigkeit vieler Flachmooralgen (Mineralbodenwasserzeiger, vgl. Kap. II) deutlich, wenn sie in das artenärmere Zwischenmoor oder gar Hochmoor aufsteigen (Abb. 4; Tab. II; vgl. Angaben über *Tetm. laevis* in Kap. II). Jedoch nicht nur beim Übergang in Milieu mit geringeren pH-Werten, sondern auch in den reichsten Flachmoorproben beobachtet man bei einigen Arten ein Sinken der Resistenz (*Tetmemorus laev.*, zuweilen *Tet. gran.*, *Euastrum ansatum* und *E. oblongum* z. B.; auch *Eremosphaera viridis* fällt darunter), parallel dazu häufig Speicherformen („Verweichlichung"). Die gleiche Erscheinung im Extrem wurde an einer degradierten Sekundärgesellschaft gezeigt. Bei Algen von Sekundärstandorten (oft nährstoffreich) wurde in wenigen verfügbaren Proben eine geringe Resistenz festgestellt (Tab. II). Topographische Faktoren dieser Art wurden in zwei Fällen besonders berücksichtigt (vgl. Kap. III). In den Proben 17e bis 20e konnte sowohl der Übergang von Flachmooralgen ins sauere Zwischenmoor, wie umgekehrt der der „Zwischenmooralgen" ins Flachmoor studiert werden. Selbstverständlich reagieren nicht alle Arten aus einer Probe in gleichem Sinne (z. B. Tab. III).

An Freilandmaterial (vgl. z. B. BROER 1962) wie an Klonkulturen stellt man gleiche Algenmißbildungen (z. B. an *Xanthidium*, *Tetmemorus*, *Micrasterias pinnatifida*) fest; nicht ausbalancierte Milieuverhältnisse im weitesten Sinne dürften häufig die Ursache dafür sein (vgl. WARÉN 1933).

Doch auch die Lokalisation der Alge im Raum, dynamisch gesehen ihre Bewegungsaktivität (Algenbäumchen vgl. FETZMANN

©Akademie d. Wissenschaften Wien; download unter www.biologiezentrum.at

1961a; milieuabhängig?) können experimentell nicht oder nur sehr schwer erfaßbare Ursachen für ihre Konkurrenzfähigkeit und damit ihre Resistenz (oder Resistenzvariabilität?) sein.

Der Resistenzvergleich (maximale Resistenz) verschiedener Arten einer Gattung in den einzelnen Moorteilbiotopen wird manchmal dadurch erschwert, daß die Verwandtschaftsverhältnisse der Desmidiaceen und die zur Abgrenzung von Arten und Gattungen herangezogenen systematischen Merkmale noch nicht eindeutig festgelegt und geklärt sind. Zwischen den einzelnen Arten gibt es mehrere Übergänge (vgl. West und West). Die systematische Zugehörigkeit ist insbesondere für *Netrium interruptum* (die Art weicht vom Grundbauplan der Netrien durch das Vorkommen von Gipsvakuolen ab; sie ist in ihren Reaktionen vielen Closterien ähnlich. Erwähnenswert ist auch, daß sie im Gegensatz zu anderen Netrien nur im Flachmoor vorkommt), *Closterium* (= *Penium*) *libellula* und *Cl. navicula* (S. 148), vielleicht auch für *Penium spirostriolatum* umstritten (vgl. jedoch Mix 1967). Einige Euastren der Mikrogruppe könnten z. B. zur Gattung *Cosmarium*, die eine vergleichbar hohe Resistenz besitzt, gezählt werden. Es bleibt zu prüfen, ob bei Arten mit dem Verbreitungsmaximum im Zwischen- oder Hochmoor (z. B. *Tet. minutus*, *Eua. insigne*) gegenüber solchen der gleichen Gattung aus dem Niedermoor eine sich positiv auswirkende Änderung der vorne angegebenen resistenzbestimmenden Größen vorliegt. Am ehesten wäre dabei an den osmotischen Wert, Chromatophorenkonsistenz und die Viskosität des Plasmas zu denken.

Aus Tabelle I geht hervor, daß *Closterium rostratum* und *Cl. dianae* (Abb. 1) unter den getesteten Closterien eine recht hohe Resistenz (0,2 mol Differenz zu anderen Arten) besitzen, obwohl sie im gleichen Milieu vorkommen (Abb. 1 und 3). Bei beiden Formen ließ sich ein weicherer Chromatophor nachweisen (vgl. auch Krebs 1951).

Daß z. B. zwei heute ähnliche Desmidiaceenarten einer Gattung polyphyletischen Ursprungs sind und so scheinbare Reaktionsunterschiede innerhalb einer Gattung auftreten, ist eine weitere Möglichkeit, die (bes. bei einfacher gebauten Arten) in Betracht gezogen werden muß.

Trotz vieler Gemeinsamkeiten der einzelnen Desmidiaceengattungen und -arten können also die Arten und Individuen einer Probe untereinander und im Vergleich zu anderen Proben erhebliche Reaktionsunterschiede aufweisen. Für die vergleichende Protoplasmatik sind Desmidiaceen daher besonders geeignete Experimentalobjekte.

©Akademie d. Wissenschaften Wien; download unter www.biologiezentrum.at

Dank

Herrn Doz. Dr. W. URL danke ich herzlich für sein Interesse an der Vollendung der Arbeit, insbesondere dafür, daß er es mir im Sommer 1967 ermöglichte, unter seiner Führung einige Tage im Lungau Frischmaterial nach den verschiedensten Gesichtspunkten zu sammeln. Auch danke ich ihm sowie Frau Doz. Dr. KUSEL-FETZMANN für die Überlassung von frisch gesammelten Proben, Frl. E. CASTELLANOS für Hilfe bei der Versuchsauswertung.

6. Zusammenfassung

Da die Restitution des Desmidialen-Plasmalemmas im Gegensatz zu vielen anderen Pflanzen ohne Beteiligung von Ca^{++} verläuft (Kurzzeitversuch), wurde nunmehr das Resistenzverhalten (Langzeitversuch) der Zieralgen gegen Ca-entziehende Mittel (K_2-Oxalat, EDTA) geprüft. Die Ergebnisse fügen sich in die theoretischen Forderungen des bereits früher diskutierten Plasmalemmamodells ein (HERRMANN 1966). Da bei den genannten Gattungen und Arten keine chemische Resistenz vorliegt, die sich schon im hypotonischen Bereich auswirken müßte, wurde ihre unterschiedliche Empfindlichkeit (Hypertonieresistenz) auf mechanisch, während der Plasmolyse gemeinsam zur Wirkung kommende Faktoren (osmotischer Wert, Chromatophorenkonsistenz, Plasmaviskosität usf.) oder — wie beim Auftreten von Todeszonen — auf physiko-chemische Ent- und Umladungsvorgänge am Protoplasten zurückgeführt.

Eine soziologisch-ökologische Abhängigkeit dieser Resistenz konnte sowohl für eine Art als auch für mehrere Arten beim Vergleich verschiedener Spezies aus einer Gattung gefunden werden:

1. Auf Grund von Korrelationsberechnungen besteht für drei Arten ein recht enger Zusammenhang (65—80% aller Fälle) zwischen der Resistenzgrenze (einer Art) und dem pH-Wert des jeweiligen Fundortes. Für einige Arten wurde die gleiche Tendenz vermerkt, doch fehlen zur statistischen Auswertung der Ergebnisse entweder genügend Proben- oder Individuenzahlen. Das Resistenzoptimum einer Art gegen K_2-Oxalat fällt mit ihrem Verbreitungsmaximum zusammen. Indizien sprechen dafür, daß Aufnahme oder Einlagerung zwei- oder mehrwertiger Kationen die Konsistenz von Chromatophoren und die plasmatische Viskosität stark beeinflussen können. Dies ist ein möglicher Ansatzpunkt für die Erklärung von „Verweichlichung" oder von Ergebnissen, die mit Algen aus Sekundärstandorten gewonnen wurden.

©Akademie d. Wissenschaften Wien; download unter www.biologiezentrum.at

2. Aus Vergleichen zwischen Arten einer Gattung aus den verschiedenen Moorzonen ließ sich ableiten, daß Hochmoorarten aus Gattungen, die hauptsächlich im Niedermoor vorkommen, in optimalem Milieu höhere Resistenz als Niedermoorspezies derselben Gattung haben. Umgekehrt besitzen die untersuchten Niedermoorspezies aus Gattungen, die sonst im Hochmoor leben, eine geringere Resistenz als Hochmoorspezies derselben Gattung.

7. Literaturverzeichnis

Andrews, F. W., 1915: Die Wirkung der Zentrifugalkraft auf Pflanzen. Jb. wiss. Bot. 56, 221—253.

Biebl, R., 1947a: Die Resistenz gegen Zink, Mangan und Bor als Mittel zur Kennzeichnung verschiedener pflanzlicher Plasmasorten. S. B. Wien, Akad. Wiss., math.-nat. Kl., Abt. I, 155, 145—157.

— 1947b: Über die gegensätzliche Wirkung der Spurenelemente Zink und Bor auf die Blattzellen von *Mnium rostratum*. Österr. bot. Z. 94, 61—73.

— 1949: Vergleichende chemische Resistenzstudien an pflanzlichen Plasmen. Protoplasma 39, 1—13.

Böhm-Tüchy E., 1960: Plasmalemma und Aluminiumsalz-Wirkung. Protoplasma 52, 108—142.

Broer, H., 1962: Desmidiaceen-Standorte in den Schladminger Tauern und den gegenüberliegenden Dachsteinvorbergen. Verhandl. Zool. Bot. Ges., Wien, 101/102, 157—191.

Carter, N., 1919a: Studies on the Chloroplasts of Desmids I. Ann. Bot. 33, 215—254.

— 1919b: II. Ann. Bot. 33, 295—312.

— 1920: III. Ann. Bot. 34, 265—285.

Cholnoky, B. I. von, und K. Höfler, 1950: Vergleichende Vitalfärbungsversuche an Hochmooralgen. S. B. Wien, Akad. Wiss., math.-nat. Kl., Abt. I, 159, 143—182.

Drawert, H., und I. Metzner-Küster, 1961: Licht- und elektronenmikroskopische Untersuchungen an Desmidiaceen. I. Mitteilung. Zellwand und Gallertstrukturen bei einigen Arten. Planta 56, 213—228.

— und M., MIX, 1961a: Licht- und elektronenmikroskopische Untersuchungen an Desmidiaceen. II. Mitteilung. Hüllgallerte und Schleimbildung bei *Micrasterias*, *Pleurotaenium* und *Hyalotheca*. Planta 56, 237—261.

— 1961b: V. Mitteilung. Über die Variabilität der Chloroplastenstruktur bei *Micrasterias rotata*. Planta 56, 648—665.

— 1962a: IX. Mitteilung. Die Struktur der Pyrenoide von *Micrasteria rotata*. Planta 58, 50—74.

— 1962b: X. Mitteilung. Beiträge zur Kenntnis der „Häutung" von Desmidiaceen. Arch. Mikrobiol. 42, 96—109.

— 1962c: Über die sogenannte Häutung des Desmidiaceen. Ber. dtsch. bot. Ges., Neue Folge Nr. 1, 40—41.

©Akademie d. Wissenschaften Wien; download unter www.biologiezentrum.at

EIBL, K., 1939: Studien über das Plasmolyseverhalten der Desmidiaceen-Chromatophoren. Protoplasma 33, 531—544.
— 1941: Die Restitution der Chromatophorenform bei *Micrasterias rotata* nach Schleuderung. Protoplasma 35, 595—617.

FETZMANN, E. L., 1956: Beiträge zur Algensoziologie. S. B. Wien, Akad. Wiss., math.-nat. Kl., Abt. I, 165, 709—783.
— 1961a: Einige Algenvereine des Hochmoorkomplexes Komosse. Botaniska Notiser, 114, 185—212.
— 1961b: Vegetationsstudien im Tanner Moor (Mühlviertel, Oberösterreich). S. B. Wien, Akad. Wiss., math.-nat. Kl., Abt. I, 170, 69—88.
— 1961c: Ein Beitrag zur Algenvegetation des Filzmooses bei Tarsdorf (Oberösterreich). Österr. bot. Z., 108, 217—227.

FRANZ, R., 1958: Lipidentmischung von Algenplastiden, Protoplasma 49, 197—225.

FREY-WYSSLING, A., 1938: Submikroskopische Morphologie des Protoplasmas und seiner Derivate. Berlin, Borntraeger.

HEILBRUNN, L. V., 1926: The action of various salts on the first stage of the surface precipitation reaction in *Arbacia* egg protoplasm. Protoplasma 11, 558—573.

HERRMANN, R., 1964: Die Wirkungen des Oxalats und der Aethylendiamintetraessigsäure (AeDTE) auf die Ausbildung des Plasmalemmas bei Zwiebelinnenepidermiszellen von *Allium cepa*. Protoplasma 58, 172—189.
— 1966: Zur Frage des Plasmalemmas bei Desmidialen. Protoplasma 61, 12—59.

HÖFLER, K., 1939: Kappenplasmolyse und Ionenantagonismus. Protoplasma 33, 545—578.
— 1951: Plasmolyse mit Natriumcarbonat. Zur Frage des Plasmalemmas bei Süßwasseralgen und bei Gewebszellen von Landblütenpflanzen. Protoplasma 40, 426—450.
— 1953: Zur Frage des Plasmalemmas bei *Spirogyra*. Protoplasma 42, 334 bis 342.
— und W. LOUB, 1952: Algen-ökologische Exkursion ins Hochmoor auf der Gerlosplatte. S. B. Wien, Akad. Wiss., math.-nat. Kl., Abt. I, 161, 263 bis 284.

KOPETZKY-RECHTPERG, O., 1938: Mitteilung über eine Protoplasmastruktur der Desmidiale *Netrium digitus* und über einige Zellinhaltskörper dieser Alge. Protoplasma 31, 607—611.

KOWALLIK, K., 1965: Vergleichende cytomorphologische und cytochemische Vitalfärbeversuche an Hochmooralgen. Protoplasma 60, 243—301.

KREBS, I., 1951: Beiträge zur Kenntnis des Desmidiaceenprotoplasten. I. Osmotische Werte. II. Plastidenkonsistenz. S. B. Wien, Akad. Wiss., math.-nat. Kl., Abt. I, 160, 579—613.

KRIEGER, W., 1933—1939: Die Desmidiaceen Europas mit Berücksichtigung der außereuropäischen Arten. Rabenhorsts Kryptogamenflora. Akad. Verlagsges. Leipzig.

©Akademie d. Wissenschaften Wien; download unter www.biologiezentrum.at

LOUB, W., 1953: Zur Algenflora der Lungauer Moore. S. B. Wien, Akad. Wiss., math.-nat. Kl., Abt. I, 162, 545—569.

— W. URL, O. KIERMAYER, A. DISKUS und K. HILMBAUER, 1954: Die Algenzonierung in den Mooren des Österreichischen Alpengebiets. S. B. Wien, Akad. Wiss., math.-nat. Kl., Abt. I, 163, 447—494.

MIX, M., 1967: Zur Feinstruktur der Zellwände in der Gattung *Penium* (*Desmidiaceae*). Ber. dtsch. bot. Ges. 80, 715—721.

PAECH, K., 1940: Veränderungen des Plasmas während des Alterns pflanzlicher Zellen, zugleich ein Beitrag zur Kenntnis der Narkose von Pflanzen. Planta 31, 295—348.

PRUSZINSKY, S., und W. URL, 1961: Ein Beitrag zur Desmidiaceenflora des Lungaus. S. B. Wien, Akad. Wiss., math.-nat. Kl., Abt. I, 170, 1—8.

THUNMARK, S., 1942: Über rezente Eisenocker und ihre Mikroorganismengemeinschaften. Bull. Geol. Inst. Uppsala, 29, Akad. Avhandl. 285.

URL, W., 1955: Resistenz von Desmidiaceen gegen Schwermetallsalze. S. B. Wien, Akad. Wiss., math.-nat. Kl., Abt. I, 164, 207—230.

— 1957: Zur Kenntnis der Todeszonen im konzentrationsgestuften Resistenzversuch. Physiol Plant. 10, 318—327.

— 1959: Vergleichende Untersuchungen über die Resistenz pflanzlicher Plasmen gegen Natriumcarbonat. Protoplasma 51, 338—370.

— und E. L. FETZMANN, 1964: Zur pH-Messung von Moorwasser mit einem tragbaren Batteriegerät. S. B. Wien, Akad. Wiss., math.-nat. Kl., Abt. I, 173, 73—77.

WARÉN, H., 1933: Über die Rolle des Calcium im Leben der Zelle auf Grund der Untersuchungen an *Micrasterias*. Planta 19, 1—45.

WEBER, E., 1957: Grundriß der biologischen Statistik. 3. Aufl. Fischer Verlag Jena.

WEBER, F., 1924: Plasmolyseresistenz und -permeabilität bei Narkose. Protoplasma 4, 179.

— 1931: Harnstoffpermeabilität ungleich alter *Spirogyra*-Zellen. Protoplasma 12, 129—140.

— 1932a: Plasmolysepermeabilität bei Kälte. Protoplasma 15, 517—521.

— 1932b: Plasmolyse und „Surface precipitation reaction" Protoplasma 15, 522—531.

— 1933: Aluminiumsalzwirkung und Plasmolysepermeabilität. Protoplasma 17, 471—475.

WEST, W., and G. S. WEST, 1904, 1905, 1908, 1912, 1923: A monograph of the British *Desmidiaceae*. London. Bd. V von N. CARTER.

©Akademie d. Wissenschaften Wien; download unter www.biologiezentrum.at

Tabellenanhang

Tabelle I, Resistenzwerte von Desmidialenarten gegen K_2-Oxalat, aus den 50%-LD-Werten (vgl. Kap. III) der optimalsten Algenproben ermittelt

Art	50%-LD (mol K_2-Oxalat)	Probennummer (vgl. Kap. III), in Klammern die Abundanz der Art in der betreffenden Probe (vgl. Kap. II)
Penium minutum	0,92	5 (1), 9 (1), 14 (2), 34 s (1), 6 j (1), 23 s (2), 2 e (3), 5 e (1), 9 e (1), 29 e (2), 11 e (1), 33 e (1), 20 e (1)
P. m. var. *crassum*	1,03	1 (2), 5 (2), 9 (2), 14 (2), 51 (2), 3 (2), 6 j (2), 23 s (1), 3 j (2), 23 o (2), 5 e (2), 6 e (1), 11 e (1), 9 e (2), 20 e (2)
P. polymorphum	0,87	5 (2), 9 (1), 14 (2), 23 s (3), 9 j (1), 23 s (1), 6 j (1), 3 j (2), 9 e (1)
P. jenneri	[0,81]*)	9 (1), 5 (1), 29 e (1)
P. spirostriolatum	0,42	47 (2), 7 (1), 70 (1), 31 e (3), 33 e (2), 35 e (1), 41 e (1), 54 e (1), 19 e (2), 51 e (1), 56 e (1)
Cylindrocystis brebissonii	0,65—0,89**)	1 (2), 9 (1), 5 (1), 10 (2), 6 j (3), 3 j (1), 2 e (3), 5 e (3)
C. b. var. *minor*	0,65—0,94**)	1 (4), 9 (1), 14 (2), 3 (2), 10 (2), 3 e (4), 2 e (4), 5 e (4), 29 e (2), 27 e (2), 33 e (2)
C. diplospora	[0,85]	14 (1), 3 (1)
C. crassa	[0,80]	9 (1), 3 (2)
Netrium digitus	0,44—0,95**)	1 (4), 18 (4), 9 (1), 14 (2), 5 (1), 67 (1), 51 (1), 3 (2), 20 (1), 23 o (2), 6 j (1), 9 j (1), 11 j (2), 3 j (1), 7 e (2), 5 e (3), 3 e (4), 2 e (4), 6 e (3), 27 e (2), 29 e (3), 9 e (2), 17 e (1)
N. oblongum	0,10—0,38**)	3 (2), 23 o (1), 7 e (3), 5 e (1), 3 e (1), 29 e (1), 33 e (1)
N. interruptum	<0,12	44 (1), 70 (1), 29 s (1), 39 s (1), 26 s (1), 31 e (2), 18 e (1)
N. i. var. *sectum*	desgl.	30 s (1), 26 s (1)
Xanthidium armatum	0,86	9 (1), 47 (3), 7 (1), 61 s (2), 23 s (2), 26 s (1), 13 s (1), 57 s (1), 11 o (1), 14 o (2), 270 (1), 27 e (2), 9 e (2), 31 e (1), 33 e (3), 60 e (1), 58 e (1), 51 e (1)
X. antilopaeum	0,83	7 (1), 10 (1), 24 (1), 44 (1), 61 s (1), 34 s (1), 26 s (1), 14 o (2), 41 e (1), 56 e (2), 51 e (1)
X. cristatum	0,84	7 (1), 70 (1), 39 s (1), 34 s (1), 31 e (1), 33 e (1), 35 e (3), 18 e (1)
X. fasciculatum	[0,71]	61 s (2), 41 e (2), 18 e (1)
Cosmarium cucurbita	0,99	1 (1), 14 (2), 9 (2), 5 (1), 26 s (1), 23 s (2), 2 e (3), 5 e (2), 6 e (2), 27 e (1), 20 e (2), 33 e (2), 58 e (2), 35 e (1)
C. turgidum	0,80	7 (1), 24 (1), 44 (1), 10 (1), 21 (1), 6 o (1)
C. pyramidatum	0,80	44 (1), 10 (1), 24 (2), 61 s (2), 57 s (1), 39 s (2), 34 s (2), 26 s (1), 13 s (1), 7 o (1), 14 o (1), 33 e (1), 20 e (1), 60 e (1), 52 e (1), 54 e (1), 17 e (1), 18 e (3), 51 e (2)

©Akademie d. Wissenschaften Wien; download unter www.biologiezentrum.at

Art	50%-LD (mol K_2-Oxalat)	Probennummer (vgl. Kap. III), in Klammern die Abundanz der Art in der betreffenden Probe (vgl. Kap. II)
C. pseudopyramidatum	0,82	5 (1), 3 (2), 52 (1), 44 (3), 24 (2), 10 (2), 61 s (2), 57 s (2), 39 s (1), 26 s (1), 13 s (2), 11 o (1), 14 o (2), 9 e (1), 20 e (2), 33 e (2), 19 e (1), 58 e (1), 60 e (1), 51 e (2)
C. amoenum	0,76	7 (1), 24 (2), 57 s (1), 39 s (1), 34 s (1), 26 s (1), 5 j (1), 51 e (2)
C. globosum	0,89	11 e (2), 9 e (1), 20 e (2), 33 e (2)
C. punctulatum	0,81	7 (2), 24 (2), 44 (1), 5 j (4), 27 o (1)
C. margaritiferum	0,91	24 (1), 10 (1), 61 s (2), 30 s (1), 39 s (3), 34 s (3), 13 s (1), 40 e (2), 33 e (2), 20 e (1), 35 e (1), 60 e (1), 17 e (3), 18 e (2)
C. hammeri var. *protub.*	0,85	3 (2), 44 (2), 24 (2), 10 (2)
C. humile var. *glabrum*	[0,83]	24 (2)
C. brebissonii	0,82	24 (1), 5 j (2), 9 j (2), 17 e (1)
C. cucumis	0,85	24 (2), 44 (2), 61 s (2), 13 s (1), 52 e (1), 58 e (2), 51 e (1)
C. cucumis Ralfs	0,81	7 (2), 58 e (2)
C. connatum Breb.	[0,79]	44 (1)
C. tetraophthalmum	0,79	52 (2), 24 (1), 44 (1), 61 s (1), 26 s (2), 13 s (2), 40 e (2), 18 e (3)
C. circulare	[0,78]	24 (1)
C. subcucumis	0,78	24 (2), 10 (3), 44 (2), 57 s (2), 39 s (1), 34 s (2), 13 s (2), 5 j (3), 40 e (1), 35 e (1), 17 e (2)
C. tetrachondrum	[0,79]	3 (1)
C. ocellatum Eichl.	[0,78]	3 (1)
C. quadratum	[0,75]	5 j (1), 26 s (1)
C. obsoletum	0,74	7 (1), 44 (1), 14 o (1), 58 e (1), 60 e (1), 33 e (2), 51 e (2)
C. laeve Rab.	[0,76]	3 (1)
C. ornatum	0,73	92 (2), 10 (2), 44 (1), 24 (1), 61 s (1), 26 s (1), 13 s (1), 7 j (1), 11 o (1), 14 o (1), 5 j (1)
C. portianum	0,55—0,80**)	92 (3), 10 (1), 24 (1), 61 s (1), 39 s (1), 34 s (1), 26 s (1), 13 s (1), 5 j (3), 19 e (1), 35 e (1), 54 e (1), 51 e (2)
C. isthmium	um 0,6	92 (1), 24 (1)
C. sp. (aus der Mikrogruppe)	[0,95]	29 e (2)
Arthrodesmus convergens	[0,78]	47 (1), 24 (1), 26 s (1), 34 s (2), 39 s (1), 30 s (1), 20 o (1), 5 j (1), 35 e (1), 17 e (1), 51 e (1)
Tetmemorus minutus	0,91	1 (1), 18 (1), 14 (2), 9 (2), 5 (1), 3 (1), 30 s (2), 23 s (2), 57 s (1), 7 j (1), 5 e (2), 3 e (2), 2 e (3), 6 e (4), 27 e (1), 29 e (2), 9 e (1), 20 e (3), 33 e (2), 19 e (1), 58 e (2), 60 e (2)
T. brebissonii var. *minor*	0,81	9 (2), 5 (1), 3 (1), 6 j (2), 11 j (1), 2 e (1), 27 e (2), 29 e (1), 9 e (1), 11 e (1), 20 e (3)

©Akademie d. Wissenschaften Wien; download unter www.biologiezentrum.at

Art	50%-LD (mol K_2-Oxalat)	Probennummer (vgl. Kap. III), in Klammern die Abundanz der Art in der betreffenden Probe (vgl. Kap. II)
T. laevis	0,78	14 (4), 9 (2), 5 (1), 3 (1), 30 s (2), 23 s (4), 57 s (1), 6 j (2), 9 o (2), 11 o (1), 23 o (1), 3 e (2), 2 e (2), 6 e (2), 27 e (4), 29 e (4), 9 e (3), 11 e (3), 20 e (4), 33 e (3), 31 e (1), 19 e (3), 41 e (2), 43 e (2), 59 e (1), 58 e (3), 60 e (3), 35 e (2), 52 e (2), 54 e (2)
T. granulatus	0,69	14 (2), 9 (3), 67 (2), 5 (2), 51 (3), 3 (2), 52 (1), 7 (1), 24 (2), 13 s (1), 26 s (2), 34 s (2), 39 s (2), 52 s (1), 57 s (3), 30 s (2), 61 s (1), 7 j (2), 7 o (2), 9 o (1), 11 o (1), 14 o (1), 20 o (2), 23 o (1), 27 o (2), 27 e (2), 9 e (2), 20 e (2), 33 e (2), 31 e (1), 19 e (3), 43 e (2), 41 e (3), 59 e (2), 53 e (2), 58 e (2), 60 e (2), 35 e (3), 52 e (3), 54 e (3), 18 e (3), 17 e (2), 51 e (2), 56 e (2)
Euastrum binale forma secta	0,96	14 (2), 9 (2), 5 (1), 3 (2), 20 (2), 7 j (1), 11 j (1), 5 e (1), 29 e (1), 54 e (1)
E. insigne	0,88	14 (2), 9 (2), 67 (1), 5 (1), 24 (1), 23 s (4), 9 j (3), 11 j (2), 23 o (2), 6 e (3), 27 e (3), 29 e (3), 9 e (2), 11 e (2), 20 e (3), 17 e (1), 41 e (1)
E. sp. (aus der Mikrogruppe)	0,84	2 e (1), 11 e (1), 33 e (1)
E. sp. (aus der Mikrogruppe)	0,83	2 e (1), 27 e (1), 11 e (1)
E. jenneri	0,77 (hoher osmotischer Wert!)	26 s (2), 13 s (1), 34 s (1), 20 o (2), 33 e (2), 58 e (1), 60 e (3), 52 e (2), 54 e (1), 18 e (1), 17 e (1), 51 e (2)
E. insulare (?)	[0,75]	5 (1), 47 (1), 3 (1)
E. sinuosum	0,70	3 (3), 26 s (1), 39 s (2), 20 o (2)
E. sin. var. *reductum*	0,70	3 (1), 10 (1), 9 e (1)
E. verrucosum	0,78	92 (2), 44 (1), 34 s (2), 39 s (2), 30 s (2), 61 s (1), 14 o (1), 43 e (1), 35 e (1), 41 e (2)
E. pectinatum var. *inevolutum*	[0,70]	47 (1), 44 (1), 51 e (1)
E. intermedium	[0,67]	3 (2), 11 j (1), 9 e (2)
E. oblongum	0,69	9 (1), 20 (3), 52 (3), 16 (2), 7 (1), 92 (1), 34 s (2), 39 s (2), 30 s (2), 7 o (2), 14 o (1), 20 o (1), 20 e (2), 33 e (1), 31 e (1), 19 e (1), 43 e (2), 40 e (1), 35 e (1), 41 e (2), 51 e (1), 56 e (2), 18 e (3), 17 e (2)
E. ansatum	0,68	47 (1), 20 (2), 52 (2), 16 (3), 7 (1), 24 (1), 44 (1), 26 s (2), 13 s (2), 34 s (2), 39 s (2), 30 s (2), 57 s (1), 61 s (1), 20 o (2), 19 e (1), 35 e (1), 52 e (2), 54 e (2), 41 e (3), 51 e (3), 56 e (2), 18 e (2), 17 e (3)
E. ans. var. *pyxidatum*	[0,64]	3 (2)
E. didelta	0,68	5 (2), 9 (2), 51 (3), 47 (1), 52 (1), 24 (1), 23 s (2), 34 s (1), 30 s (1), 61 s (1), 39 s (1), 11 o (2), 27 o (1), 14 o (1), 2 e (2), 6 e (3), 27 e (2), 29 e (3), 9 e (2), 20 e (3), 33 e (2), 31 e (1), 19 e (2), 43 e (2), 58 e (2), 35 e (1), 52 e (1), 54 e (1), 56 e (1), 17 e (1)

©Akademie d. Wissenschaften Wien; download unter www.biologiezentrum.at

Art	50%-LD (mol K_2-Oxalat)	Probennummer (vgl. Kap. III), in Klammern die Abundanz der Art in der betreffenden Probe (vgl. Kap. II)
Pleurotaenium truncatum	0,71	52 (2), 7 (1), 24 (1), 10 (1), 61 s (1), 57 s (2), 34 s (1), 13 s (2), 26 s (1), 7 o (2), 21 (2),
P. ehrenbergii	0,70	44 (2), 24 (2), 10 (2), 21 (3), 40 e (2), 60 e (2), 35 e (2), 56 e (2), 18 e (2), 17 e (1)
P. maximum	0,69	24 (2), 44 (1), 10 (2), 35 e (1), 51 e (1), 18 e (1)
P. trabecula	0,66	3 (1), 7 (1), 24 (1), 10 (2), 44 (2), 61 s (1), 57 s (2), 34 s (1), 13 s (2), 26 s (1), 14 o (1), 5 o (4), 53 e (1), 58 e (4), 59 e (1), 60 e (3), 52 e (4), 54 e (3), 51 e (2), 18 e (2)
Desmidium swartii	0,67	7 (1), 24 (3), 44 (4), 10 (3), 21 (1), 92 (2), 13 s (2), 57 s (1), 26 s (2), 61 s (1), 9 e (1), 43 e (1), 58 e (1), 60 e (1), 51 e (1), 56 e (3), 18 e (2), 17 e (2)
D. cylindricum	0,48	7 (2), 24 (3), 44 (3), 10 (2), 21 (1), 13 s (2), 57 s (1), 26 s (1), 61 s (1), 12 j (5), 11 j (2), 9 e (1), 58 e (1), 41 e (1), 51 e (3), 56 e (3)
Hyalotheca dissiliens	0,49	24 (1), 1 j (5), 57 s (1), 13 s (2), 26 s (2), 35 e (1), 56 e (1), 18 e (2)
Gymnozyga moniliformis (= *brebissonii*)	0,45—0,80**)	3 (1), 9 (1), 26 s (1), 13 s (1), 61 s (2), 9 j (1), 11 o (1), 3 e (1), 2 e (1), 6 e (3), 27 e (2), 9 e (2), 11 e (2), 54 e (1)
Micrasterias truncata	0,70	14 (1), 51 (1), 5 (1), 52 (1), 7 (1), 13 s (2), 26 s (2), 34 s (2), 39 s (1), 57 s (2), 61 s (1), 14 o (2), 20 o (1), 27 o (1), 29 e (1), 20 e (3), 31 e (1), 19 e (1), 43 e (1), 53 e (2), 58 e (2), 59 e (1), 60 e (1), 52 e (2), 54 e (1), 41 e (1), 51 e (1), 56 e (1), 18 e (3), 17 e (2)
M. crenata	0,72	26 s (1), 57 s (2), 43 e (1), 58 e (4), 60 e (1), 56 e (1)
M. pinnatifida	0,58	44 (2), 10 (2), 24 (2), 7 (1), 26 s (1), 34 s (3), 39 s (2), 30 s (2), 5 o (2), 58 e (1), 52 e (1), 51 e (1), 18 e (2), 17 e (2)
M. rotata	0,35—0,53**)	20 (3), 52 (2), 16 (3), 7 (1), 76 (1), 24 (1), 13 s (1), 26 s (1), 34 s (1), 39 s (1), 29 s (2), 30 s (1), 57 s (3), 61 s (2), 7 o (1), 20 o (1), 33 e (2), 31 e (2), 43 e (3), 40 e (3), 53 e (1), 58 e (2), 59 e (2), 35 e (1), 52 e (2), 54 e (2), 41 e (3), 51 e (3), 56 e (2)
M. denticulata	0,35—0,62**)	47 (2), 52 (3), 7 (2), 76 (1), 13 s (3), 26 s (3), 39 s (1), 29 s (1), 30 s (1), 61 s (1), 7 o (2), 14 o (1), 20 o (1), 33 e (2), 31 e (1), 19 e (1), 43 e (3), 58 e (2), 60 e (2), 35 e (2), 52 e (3), 54 e (1), 41 e (1), 51 e (2), 56 e (3), 18 e (2), 17 e (1)
M. crux-militensis	[0,5]	10 (1)
M. papillifera	0,30—0,45**)	47 (1), 76 (1), 34 s (2), 39 s (3), 29 s (2), 30 s (1), 7 o (3), 14 o (1), 5 o (1), 33 e (2), 58 e (2), 35 e (2), 18 e (2), 17 e (2)
M. americana	[0,35]	29 s (2), 41 e (1)
M. apiculata var. *brachyptera*	0,30—0,47**)	7 (3), 13 s (2), 26 s (1), 34 s (1), 61 s (2), 14 o (2), 20 o (1), 35 e (1), 51 e (3), 56 (1)

©Akademie d. Wissenschaften Wien; download unter www.biologiezentrum.at

Art	50%-LD (mol K_2-Oxalat)	Probennummer (vgl. Kap. III), in Klammern die Abundanz der Art in der betreffenden Probe (vgl. Kap. II)
M. apiculata var. *fimbriata*	[desgl.]	52 s (1), 56 s (2)
Spirotaenia condensata	[0,34]	9 e (2), 33 e (2)
Closterium navicula (*Pen. nav.*)	0,68	24 (2), 44 (2), 10 (2), 30 s (2), 61 s (2), 57 s (1), 26 s (1), 11 o (2), 19 e (3), 53 e (1), 58 e (1), 35 e (1), 52 c (1), 54 e (1), 18 e (2), 17 e (1), 29 e (2)
Cl. nav. var. *crassum*	0,69	5 (1), 30 s (2), 52 s (1), 6 j (2), 11 o (2), 5 e (1), 27 e (1), 29 e (4), 20 e (1), 19 e (3)
Cl. libellula (*Pen. libell.*)	0,66	47 (1), 44 (2), 39 s (2), 34 s (2), 23 s (1), 26 s (2), 13 s (2), 57 s (1), 61 s (2), 30 s (2), 11 o (2), 14 o (2), 27 o (1), 5 o (2), 7 o (1), 33 e (1), 19 e (2), 43 e (2), 53 c (1), 58 e (2), 59 e (3), 60 e (2), 35 e (3), 52 e (3), 54 e (2), 41 e (2), 51 e (2), 56 e (2), 18 e (1)
Cl. lib. var. *intermedium*	0,66	52 s (1), 44 (2), 9 e (2), 59 c (1), 52 e (2)
Cl. lib. var. *interruptum*	0,52	3 (2), 30 s (2), 31 e (2), 56 e (1)
Cl. rostratum	[0,43]	76 (2), 52 s (3)
Cl. dianae	0,44	92 (2), 47 (2), 30 s (1), 26 s (2), 19 e (1), 59 e (1), 60 e (3), 54 e (3), 41 e (1), 51 e (1), 56 e (3)
Cl. dianae var. *arcuatum*	0,43	47 (2), 3 (1), 44 (1), 70 (2), 20 o (2), 14 o (2), 27 o (2)
Cl. lunula	0,05—0,32**)	5 (2), 7 (2), 76 (2), 88 (5), 92 (2), 30 s (2), 57 s (1), 13 s (2), 39 s (3), 34 s (3), 29 s (3), 26 s (3), 11 o (3), 7 j (1), 20 o (1), 27 o (2), 9 e (1), 33 e (2), 31 e (2), 43 e (3), 40 e (1), 58 e (2), 59 e (2), 35 e (2), 52 e (1), 41 e (2), 51 e (2), 56 e (2), 18 e (3), 17 e (1)
Cl. striolatum	0,05—0,14**)	51 (2), 5 (2), 47 (1), 52 (2), 3 (2), 10 (1), 52 s (2), 26 s (3), 29 s (2), 39 s (3), 13 s (2), 57 s (2), 30 s (2), 7 j (3), 5 j (1), 11 o (3), 14 o (2), 20 o (3), 27 o (1), 5 o (1), 27 e (2), 29 e (1), 9 e (2), 11 e (2), 20 e (4), 33 e (2), 19 e (2), 43 e (2), 53 e (2), 59 e (2), 52 e (2), 41 e (1), 18 e (1), 60 e (2)
Cl. intermedium	desgl.	47 (2), 3 (1), 20 e (2), 43 e (1), 53 e (2), 59 e (2), 60 e (2), 35 e (3), 52 e (1), 54 e (2), 41 e (1), 51 e (1), 56 e (2)
Cl. didymotocum	0,16—0,32**)	67 (2), 5 (1), 34 s (4), 33 e (1), 19 e (2), 43 e (1), 40 c (1), 53 e (2), 58 e (1), 59 e (3), 60 e (2), 54 e (2), 51 e (1), 56 e (2), 18 e (2), 17 e (1)
Cl. lineatum	0,16—0,31**)	61 s (2), 19 e (2), 43 e (1), 53 e (4), 58 e (2), 52 e (2), 54 e (2), 51 e (3), 56 e (2)
Cl. venus	um 0,05	70 (2), 27 e (2), 19 e (2), 20 e (3)
Cl. juncidum	[0,1—0,2]	3 (2), 27 e (2), 19 e (2), 43 e (2), 60 e (2), 56 e (1)
Cl. parvulum *Näg.*	0,11—0,25**)	24 (1), 52 s (1), 39 s (2), 34 s (1), 26 s (1), 13 s (1), 54 e (1)

©Akademie d. Wissenschaften Wien; download unter www.biologiezentrum.at

Art	50%-LD (mol K_2-Oxalat)	Probennummer (vgl. Kap. III), in Klammern die Abundanz der Art in der betreffenden Probe (vgl. Kap. II)
Cl. abruptum	0,07—0,21**)	3 (2), 10 (2), 52 s (2), 34 s (1), 26 s (1), 13 s (1), 57 s (2), 30 s (2), 11 o (1), 17 e (2), 19 e (2)
Cl. abrupt. var. *brev.*	[desgl.]	3 (2), 10 (2)
Cl. gracile var. *elong.*	[um 0,07]	3 (2)
Roya obtusa var. *montana*	[unter 0,1]	5 (2), 11 o (2)
Eremosphaera viridis	0,82	14 (1), 47 (2), 23 s (2), 13 s (1), 34 s (1), 39 s (2), 30 s (3), 26 s (1), 7 o (2), 11 o (1), 20 o (1), 27 e (2), 9 e (3), 20 e (1), 33 e (2), 43 e (1), 51 s (1)

*) zu geringe Individuen- oder Probenzahl in eckigen Klammern

**) Absterbebereiche sind meist auf Chromatophorenkonsistenz oder Zellform zurückführbar (vgl. Kap. IV)

Tabelle IIa *(Tetmemorus minutus)*

Probe	pH-Wert der Probe	Resistenzgrenze (mol K_2-Oxalat)	Abundanz	Zone	Individuenzahl	Bemerkungen
5 e	4,1	0,95	2	A	61	
3 e	4,1	0,91	2	A	41	
18	4,1	—	1	A	6	
1	4,2	0,87	1	A	29	
2 e	4,4	0,80	3	A	215	
6 e	4,5	0,89	4	A	403	
14	4,6	0,95	2	B	87	
9	4,7	0,91	2	B	61	
30 s	4,8	0,75	2	C	53	
27 e	4,9	0,89	1	B	27	
9 e	5,0	0,79	1	B	18	
3	5,0	0,75	1	B	16	
23 s	5,1	0,82	2	B	49	
33 e	5,1	9,79	2	C	26	
29 e	5,1	0,78	2	B	73	
5	—	—	1	B	3	degrad. Sek.-Ges.
7 j	—	—	1	B	5	
60 e	5,6	0,51	2	E	23	
19 e	5,7	ca. 0,50	1	C	23	Sekundärstandort
20 e	5,7	ca. 0,60	3	B	197	Sekundärstandort
58 e	5,9	0,57	2	E	31	
57 s	6,0	0,70	1	Fa	19	

©Akademie d. Wissenschaften Wien; download unter www.biologiezentrum.at

Tabelle II b (*Tetmemorus laevis*)

Probe	pH-Wert der Probe	Resistenzgrenze (mol K_2 Oxalat)	Abundanz	Zone	Individuenzahl	Bemerkungen
3 e	4,1	0,55	2	A	69	nicht berücksichtigt aus
11 e	4,2	0,58*)	3	B	91	biolog. Gründen
2 e	4,4	0,55	2	A	84	nicht berücksichtigt aus
6 e	4,5	0,61	2	A	57	biolog. Gründen
14	4,6	0,79	4	B	778	
6 j	4,6	0,71	2	A	43	
9	4,7	0,78	2	B	123	
30 s	4,8	0,71	2	C	72	
27 e	4,9	0,78	4	B	431	
9 o	5,0	0,77	2	B	71	
9 e	5,0	0,76	3	B	189	
3	5,0	0,72	1	C	23	
5	—	0,55	2	B	257	degrad. Sek.-Ges.
23 s	5,1	0,74	4	B	589	
33 e	5,1	0,73	3	C	142	
29 e	5,1	0,69	4	B	543	
23 o	5,3	0,74	1	B	28	
43 e	5,3	0,72	2	C	47	
31 e	5,5	0,64	1	C	31	
60 e	5,6	0,64	3	E	467	
59 e	5,6	—	1	E	9	
19 e	5,7	0,64	3	C	167	Sekundärstandort
20 e	5,7	0,67	4	B	608	Sekundärstandort
35 e	5,8	<0,60	2	E	51	
58 e	5,9	0,63	3	E	519	
52 e	6,0	0,57	2	E	12	
54 e	6,0	—	2	E	7	
57 s	6,0	—	1	Fa	7	
41 e	6,1	0,65	2	E	30	
11 o	6,1	0,61	1	Fa	16	

©Akademie d. Wissenschaften Wien; download unter www.biologiezentrum.at

Tabelle II c *(Tetmemorus granulatus)*

Probe	pH-Wert der Probe	Resistenzgrenze (mol K_2 Oxalat)	Abundanz	Zone	Individuenzahl	Bemerkungen
14	4,6	0,58	2	B	27	
9	4,7	0,61	3	B	143	
30 s	4,8	0,61	2	C	57	
27 e	4,9	0,61	2	B	34	
3	5,0	0,60	2	B	49	
9 e	5,1	0,58	2	B	26	
33 c	5,1	0,57	2	C	54	
23 o	5,3	0,69	1	B	17	
43 e	5,3	0,56	2	C	53	
53 e	5,4	—	2	E	8	
67	—	—	2	B	9	
51	—	—	3	B	3	
5	—	0,45	1	B	13	degrad. Sek.-Ges.
31 e	5,5	0,67	1	C	17	
58 e	5,5	0,58	2	E	157	
52 s	5,6	0,72	1	E	31	
7 o	5,6	0,70	2	E	63	
60 e	5,6	0,69	2	E	194	
52	5,6	0,67	1	E	17	
27 o	5,6	0,69	2	C	72	
59 e	5,6	—	2	E	9	
9 j	5,6	0,60	1	E	26	
14 o	5,7	0,70	1	E	21	
39 s	5,7	0,68	2	E	77	
34 s	5,7	0,65	2	E	112	
19 e	5,7	0,56	3	C	432	Sekundärstandort
20 e	5,7	0,49	2	B	41	Sekundärstandort
35 e	5,8	0,64	2	E	194	
61 s	5,8	0,60	1	Fa	19	
57 s	5,9	0,65	3	Fa	344	
7 j	—	—	2	B	9	
20 o	—	—	2	E	9	
51 e	6,0	0,60	2	Fa	176	
56 e	6,0	<0,60	2	Fa	85	
54 e	6,0	0,56	3	E	391	
52 e	6,0	0,54	3	E	543	
26 s	6,1	0,65	2	Fa	137	
41 e	6,1	0,63	3	E	213	
11 o	6,1	0,58	1	Fa	15	
7	6,1	0,50*)	1	E	12	
24	6,1	0,41	2	Fa	56	
13 s	6,2	0,65	1	Fa	19	
18 e	6,2	0,50	3	Fa	312	Sekundärstandort
17 e	6,2	<0,50	2	Fa	154	Sekundärstandort

©Akademie d. Wissenschaften Wien; download unter www.biologiezentrum.at

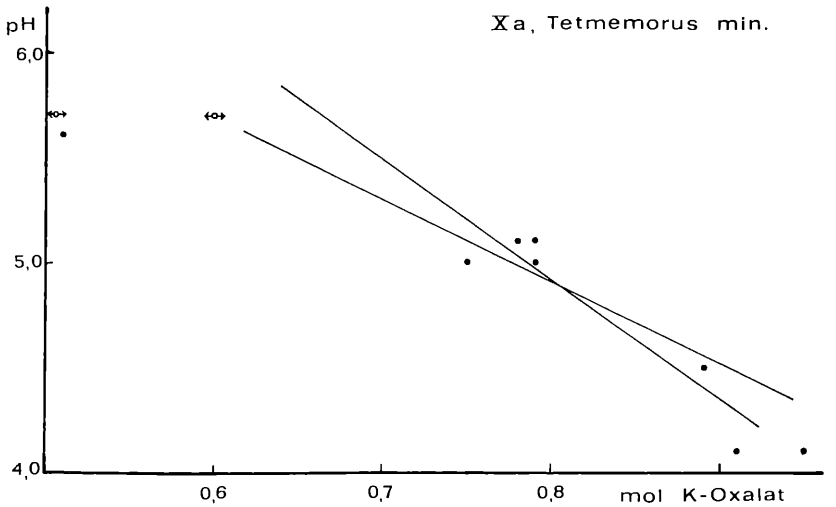
Tabelle IId *(Euastrum insigne)*

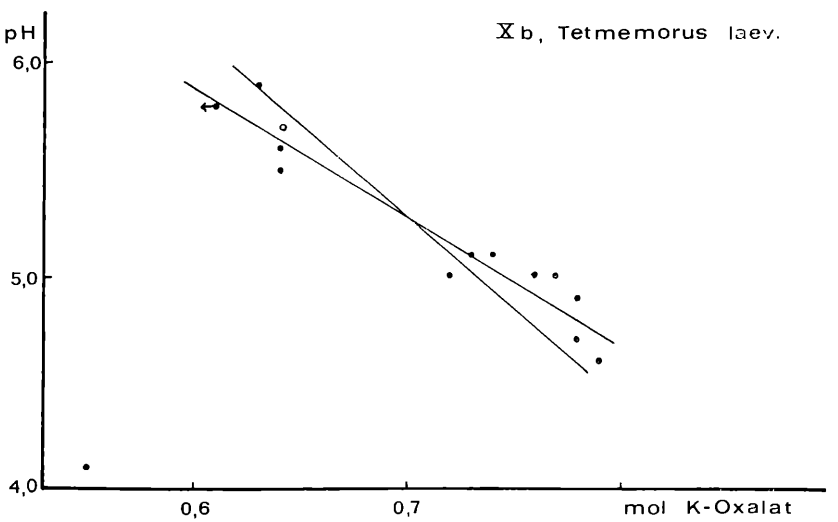
Probe	pH-Wert der Probe	Resistenzgrenze (mol K_2 Oxalat)	Abundanz	Zone	Individuenzahl	Bemerkungen
11 e	4,2	0,77	2	B	54	nicht berücksichtigt aus biolog. Gründen
6 e	4,5	0,88	3	A	287	
14	4,6	0,88	2	B	98	
9	4,7	0,88	2	B	85	
27 e	4,9	0,87	3	B	192	
9 e	5,0	0,78	2	B	69	
23 s	5,1	0,81	4	B	452	
29 e	5,1	0,79	3	B	233	
23 o	5,3	0,83	2	B	53	
67	—	—	1	B	7	degrad. Sek.-Ges.
5	—	0,55	1	B	27	
9 j	5,6	0,69	3	E	168	
20 e	5,7	0,78	3	B	157	Sekundärstandort
41 e	6,1	<0,70	1	E	17	
24	6,1	0,72	1	Fa	16	
11 j	6,1	0,78	2	Fa	37	
17 e	6,2	0,70	1	Fa	22	Sekundärstandort

*) = zerfallene Chromatophoren
Über Proben, die aus biologischen Gründen rechnerisch nicht berücksichtigt sind, vgl. S. 149 und 155.

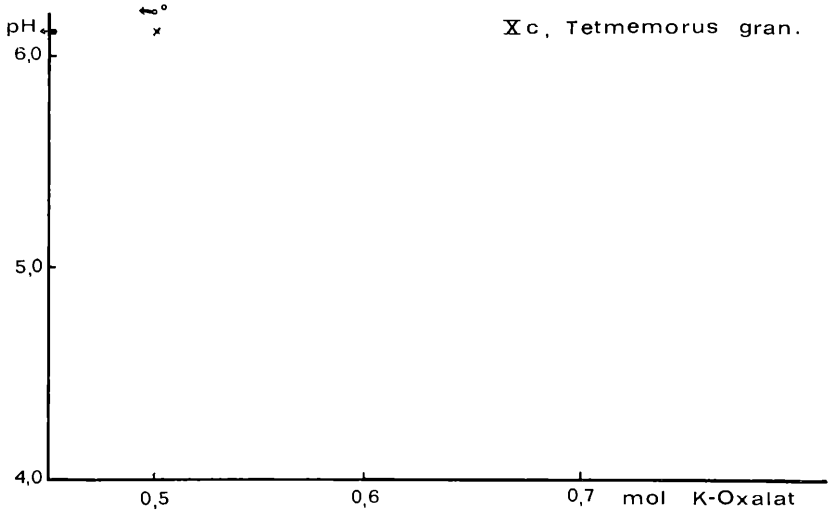
Proben, bei denen weniger als 10 Individuen gezählt wurden, wurden nicht in Abb. 10a—d eingezeichnet, desgl. die Werte aus den „degradierten Sekundärgesellschaften“

©Akademie d. Wissenschaften Wien; download unter www.biologiezentrum.at





©Akademie d. Wissenschaften Wien; download unter www.biologiezentrum.at



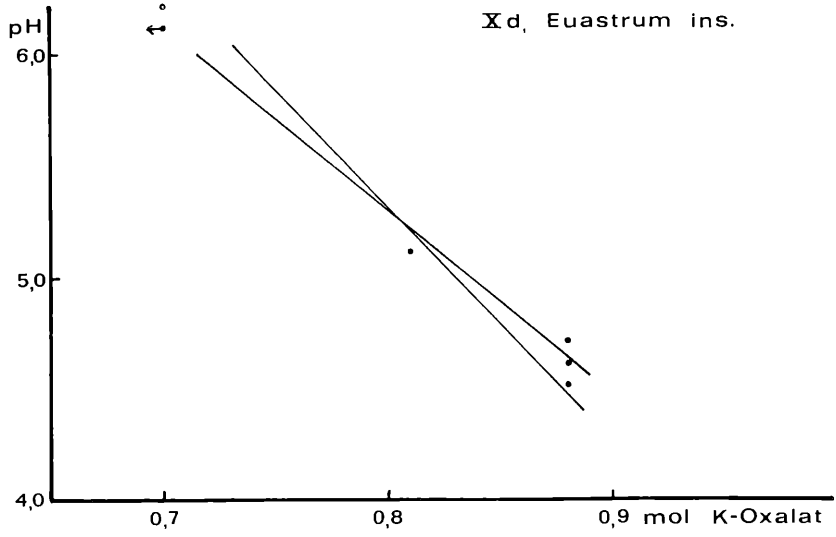


Abb. 10a—d: (zu Tabellen IIa—d gehörig). Ergebnisse aus allen untersuchten Mooren und Proben für jeweils eine Art summiert. o = Sekundärstandort, x = zerfallene Chromatophoren.

©Akademie d. Wissenschaften Wien; download unter www.biologiezentrum.at

©Akademie d. Wissenschaften Wien; download unter www.biologiezentrum.at

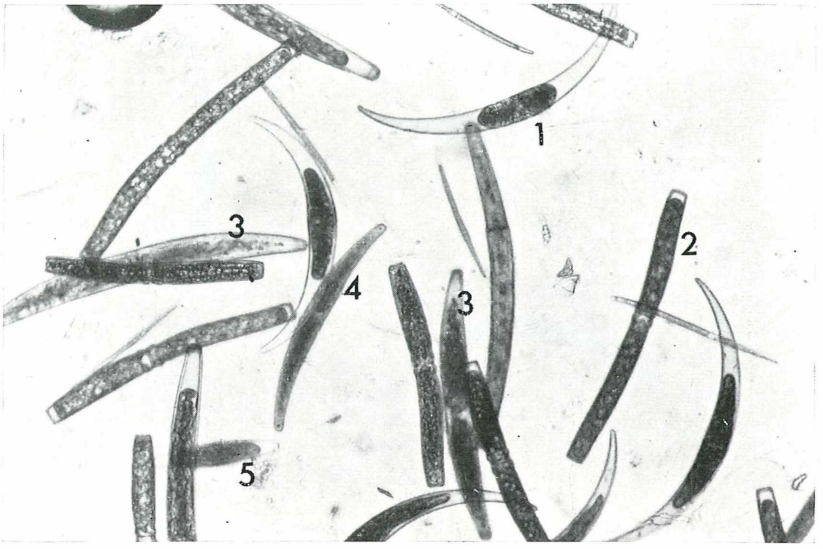


Abb. 1: Probe der Zone E; 60 e, pH 5,6; 0,4 mol Oxalat *Closterium dianae* (1) lebend, *Pleurotaenium trabecula* var. *clav.* (2) lebend. Unterschiede im Kontraktionsgrad auf Grund der osmotischen Werte. *Cl. striolatum* (3) und *Cl. intermedium* (4) tot, *Cl. libellula* var. *intermed.* (5) vital.

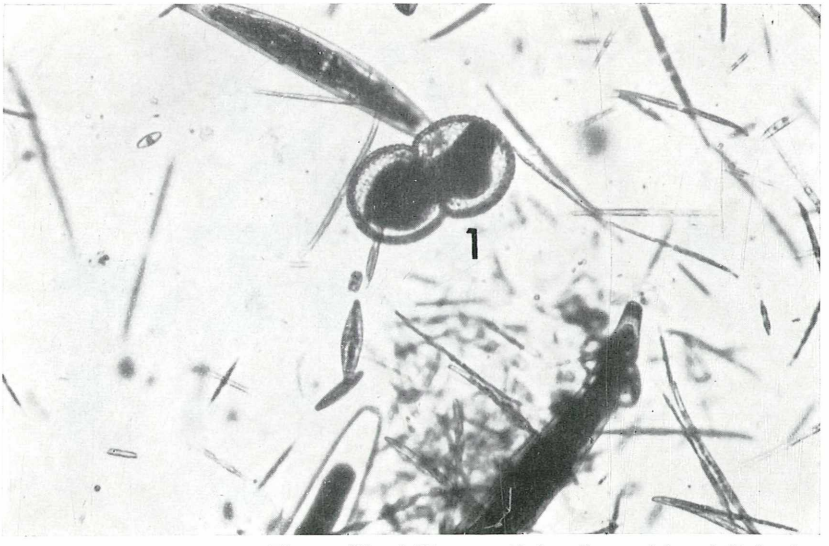


Abb. 2: *Cosmarium* sp. (1) Plasma-Wand-Konnex; Behandlung: 0,1 mol K-Oxalat, 36 h, dann 1 mol Harnstofflösung (!); S-Moor.

©Akademie d. Wissenschaften Wien; download unter www.biologiezentrum.at

©Akademie d. Wissenschaften Wien; download unter www.biologiezentrum.at

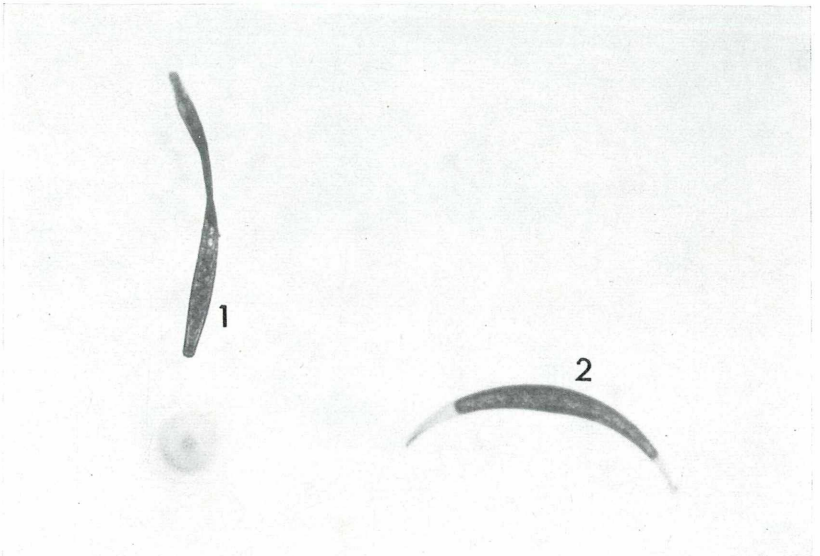


Abb. 3: *Closterium intermedium* (1) und *Cl. dianae* (2); Aufnahme unmittelbar nach Zugabe von 0,5 mol K-Oxalat. (2) während der Protoplastenkontraktion; eine solche ist bei (1) nicht sichtbar, sondern Eindellung des Individuums. Kurz darauf erfolgt der Kollaps der Zelle. Probe 54 e, pH 6,0, Zone E.

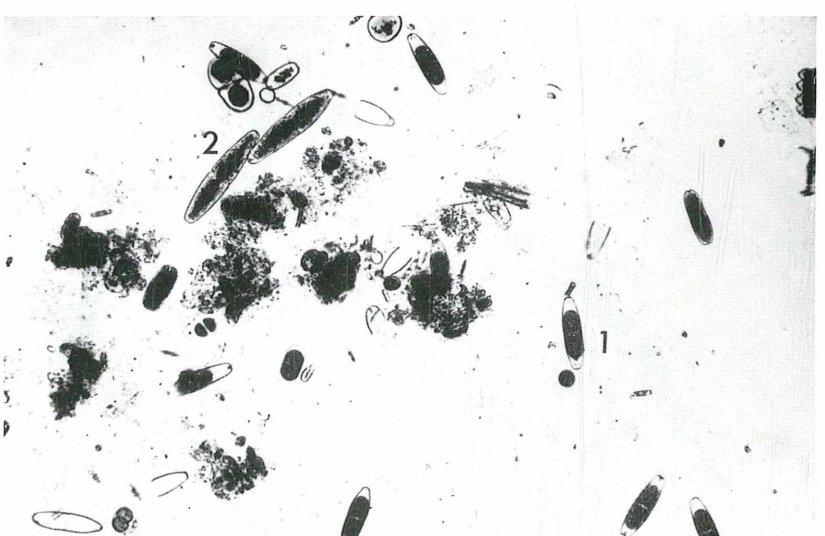


Abb. 4: *Tetmemorus minutus* (1) lebend, *Tetm. laevis* (2) tot, Probe 63, pH 4,5, Zone A (das Milieu ist für (2) schon ungünstig); 0,7 mol Oxalat, 36 h.

©Akademie d. Wissenschaften Wien; download unter www.biologiezentrum.at

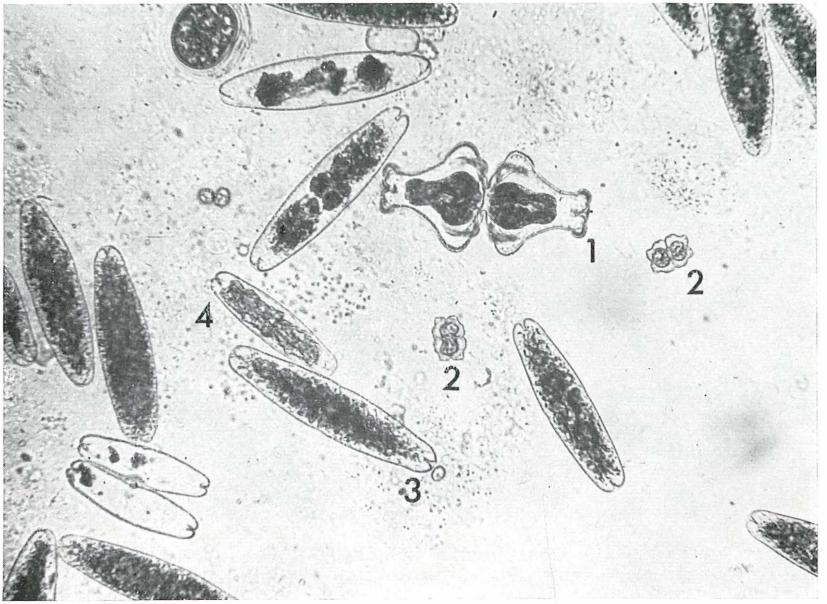


Abb. 5: *Euastrum insigne* (1), *Euastrum binale* f. *secta* (2) vital, *Tetmemorus laevis* letal (3), *Tetmemorus minutus* (4) während oder nach der Kontraktion abgestorben (vgl. Text), Probe 14, pH 4,6, Zone B; 0,9 mol Oxalat, 36 h.

Abb. 6: *Tetmemorus granulatus* (1) letal, *Tetm. laevis* (2) lebend (ein totes Individuum), *Tetm. brebissonii* var. *minor* lebend mit geteiltem Chromatophor, *Tetm. minutus* lebend. *Closterium striolatum* (5) und *Cl. venus* tot. Probe 27 e, pH 4,9, Zone B mit deutlichem Flachmooreinschlag; 0,7 mol K-Oxalat, 24 h.

©Akademie d. Wissenschaften Wien; download unter www.biologiezentrum.at

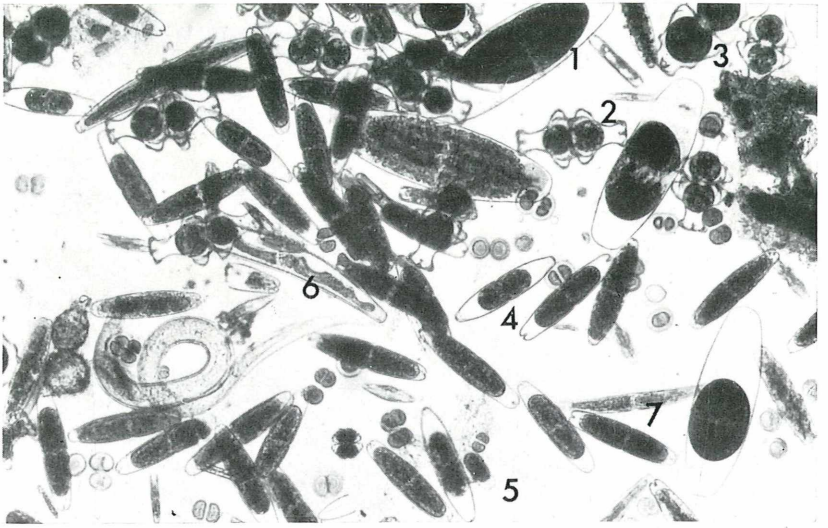


Abb. 7: Probe der Zone B; 27 e, pH 4,9; 0,7 mol Oxalat, 24 h; *Netrium digitus* (1) 3 Indiv. kontrahiert, *Euastrum insigne* (2), *Eua. didelta* (3) beide lebend, *Tetmemorus laevis* (4) 38% tot, *Tetm. minutus* (5) lebend, *Closterium striolatum* (6) und *Cl. juncidum* (7) tot.

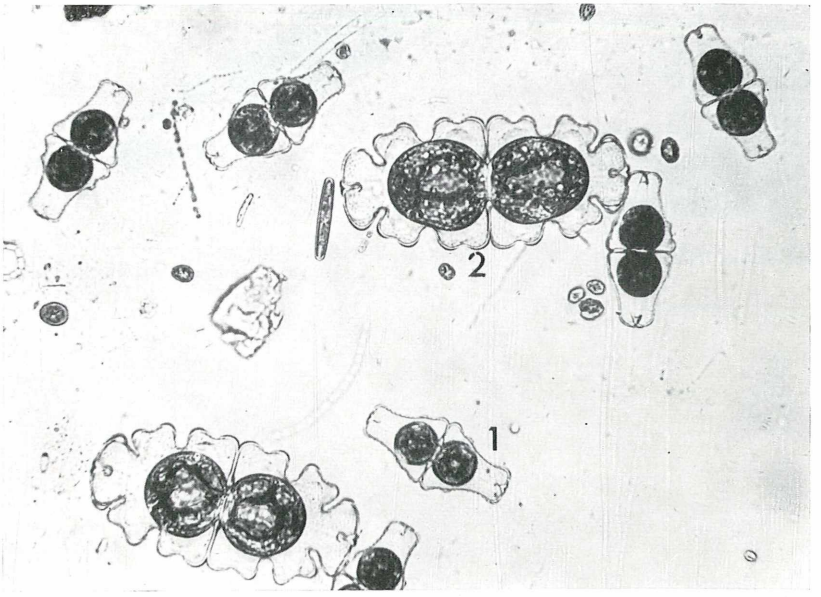


Abb. 8: Probe der Zone C; 16, 0,6 mol Oxalat, 36 h; *Euastrum ansatum* (1) und *Eua. oblongum* (2) lebend. In der Konzentration 0,7 mol sind bereits mehr als 70% der Individuen tot.

©Akademie d. Wissenschaften Wien; download unter www.biologiezentrum.at

©Akademie d. Wissenschaften Wien; download unter www.biologiezentrum.at

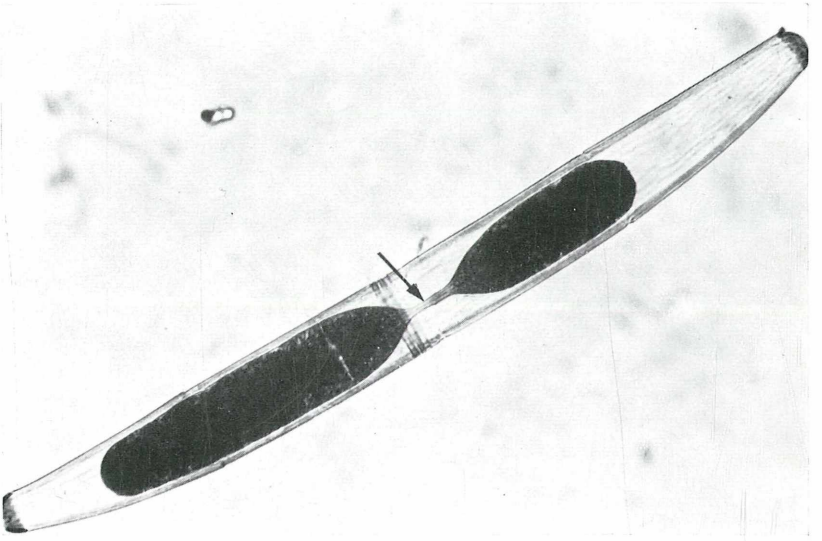


Abb. 9: *Closterium striolatum*, 0,2 mol K-Oxalat, 24 h; zerteilter Protoplast mit intakter Plasmabrücke.